ME XVI, FASC. 3 1er DECEMBRE 1951

1952: see p. 244

REVUE DE MYCOLOGIE

Publication paraissant 5 fois par an

publiée et dirigée par

ROGER HEIM

Membre de l'Institut (Académie des Sciences)
Directeur du Muséum National





LABORATOIRE
DE CRYPTOGAMIE
U MUSEUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE
12, RUE DE BUFFON, PARIS (Ve)

Périodique subventionné par le Centre National de la Recherche Scientifique

SOMMAIRE

TRAVAUX ORIGINAUX

SUPPLÉMENT

Recherche de la Tyrosinase et de la Laccase chez les Basidiomycètes en culture pure. Milieux différentiels. Intérêt systématique.

Par Jacques BOIDIN (Lyon)

■

INTRODUCTION

Dès la fin du siècle dernier Bertrand (1), étudiant le suc de l'arbre à laque, mettait en évidence la première diastase oxydante connue qu'il appela « laccase ». En présence d'oxygène elle catalysait l'oxydation du laccol (c'est ainsi qu'il appelait le phénol de l'arbre à laque), de l'acide gallique, du pyrogallol et du tannin. La découverte de la laccase était le point de départ de travaux remarquables où il précisa la constitution chimique des corps sensibles à cette oxydase (ortho- et para-diphénols et leurs dérivés aminés de substitution) (2, 3, 4) et la rechercha chez les végétaux (5) et particulièrement chez les champignons, en collaboration avec E. Bourquelot (6). En 1896 ces auteurs réussissaient l'extraction des substances bleuissantes de certains Bolets et du principe noircissant de *Russula nigricans* (7), principe que Bertrand identifiait bientôt à la tyrosine (8). Du même coup il prouvait l'existence d'une deuxième oxydase appelée « tyrosinase ». Des recherches ultérieures (9-10) lui permirent de déceler à la fois tyrosinase et laccase chez quelques Russules et de les séparer, tandis que Bourquelot (11-12-13) les recherchait chez un certain nombre d'autres Basidiomycètes.

Ces travaux retentissants attirèrent l'attention des biochimistes sur les enzymes oxydantes tandis que les mycologues utilisèrent depuis lors, non seulement les réactions colorées dues à des oxydations spontanées après froissement, mais encore celles obtenues par l'application de certains dérivés phénoliques ou affines tels que celui de la résine de gaïac, le métol, le pyramidon, substances oxydables par la laccase. Si ces réactifs rendent encore de grands services pour l'étude des grandes espèces charnues de Basi-

diomycètes, il est matériellement plus délicat d'opérer avec la plupart des fructifications si ténues des Théléphoracées. C'est dans le but de rechercher tyrosinase et laccase chez ces derniers, à partir de leur mycélium, que nous avons essayé de mettre au point quelques milieux de cultures inspirés de ceux de BAVENDAMM (14) à l'acide gallique et au tannin. Cependant pour comparer nos résultats avec des données expérimentales reconnues nous envisagerons surtout dans cette note des champignons lignivores essayés par d'autres auteurs sur les milieux de BAVENDAMM ainsi que quelques Agaricacées et Boletacées pour lesquelles la présence de tyrosinase ou de laccase est déjà bien établie.

La mise au point de milieux différentiels n'a pas été sans poser quelques problèmes : choix des phénols, incidence de nombreux facteurs... Nous allons rappeler très succinctement les connaissances actuelles sur ces deux phénoloxydases, connaissances qui ont motivé notre choix et l'établissement de conditions types.

TYROSINASE.

Le *Psalliota campestris* a servi à KEILIN et MANN d'une part (15) et à PARKINSON et NELSON d'autre part (16), pour la préparation de tyrosinase purifiée. Alors que les premiers voyaient diminuer, au fur et à mesure de la purification, le pouvoir monophénolase (sur p-crésol) tandis que le pouvoir polyphénolase (sur pyrogallol et pyrocatéchol) augmentait, les seconds obtenaient une diastase purifiée dont le rapport des pouvoirs pyrocatécholase sur para-crésolase était comparable à celui de l'extrait brut. DALTON et NELSON (17) isolaient par ailleurs du *Lactarius piperatus* une tyrosinase à très fort pouvoir monophénoloxydase. Selon le champignon et les conditions de purification, il est donc possible d'obtenir soit une tyrosinase à pouvoir polyphénolase (pyrocatécholase) presque exclusif — (KEILIN et MANN ne parlaient plus de tyrosinase mais de polyphénoloxydase) — soit une tyrosinase à pouvoir monophénolase (p-crésolase) marqué.

La question reste donc posée de savoir si la tyrosinase est une seule entité ou un complexe à deux activités enzymatiques (a). Quoi qu'il en soit, un extrait brut de tyrosinase : 1° catalyse l'insertion d'un hydroxyle en ortho dans un monophénol, 2° catalyse l'oxydation des o-diphénols formés en leur o-quinone.

(a) Pour plus de détails voir l'excellente mise au point de J. M. NELSON et C. R. DAWSON (18).

Corps oxydés par la tyrosinase.

Bertrand (19) étudia dès 1907 l'action de ses préparations de tyrosinase sur le p-crésol, la tyrosine et ses dérivés, ainsi que sur des phénols portant en para une fonction acide ou aminée, avec ou sans l'intermédiaire d'une courte chaîne carbonée. Depuis lors d'autres substances ont été employées, telles que la 3-4-dihydroxy-phénylalanine (ou dopa), l'acide caféique, l'acide protocatéchique, le pyrogallol, le pyrocatéchol, l'adrénaline...

Effets des principaux facteurs.

Si tous les auteurs rapportent qu'à la température de 60° C. la tyrosinase perd rapidement son activité, l'accord est moins large pour le pH. Pour Kubowitz (20) le pH optimum est de 7,1 et une légère différence (pH 6,1 ou pH 8) affecte fortement l'activité de l'enzyme. Par contre Miller et Dawson n'ont pas retrouvé (21) de différence entre des limites plus distantes (pH 5,5 à 7,1).

Mise au point d'un milieu pour sa détection.

Nous avons tout d'abord préparé un milieu contenant uniquement 1,2 % d'agar-agar filtré et lavé à l'eau courante, à l'état de gelée à 3 %, additionné de 0,2 % de tyrosine (b) et stérilisé 15 minutes à 120°. Un premier essai portant sur 27 espèces de Théléphoracées prises dans les groupes les plus divers nous donnait 16 résultats négatifs et 11 positifs, marqués par l'apparition de mélanines. A de rares exceptions près (*Ceratobasidium cornigerum*, *Pellicularia flavescens*), les espèces non réactives ne poussaient pas. Pensant que, en présence d'une croissance même légère, un résultat négatif paraîtrait plus probant nous avons ajouté une faible quantité d'extrait de malt (0,5 %) au milieu précédemment décrit. Les mêmes souches ont été essayées: les résultats furent semblables, mais la majorité des souches sans tyrosinase (c) poussèrent plus ou moins largement. Toutefois la

---

(b) Hoffmann et Laroche, Paris.

(c) Il ne faudrait pas donner à l'assertion « sans tyrosinase » un sens trop absolu. Ceci signifie que nous n'avons pu mettre en évidence, dans les conditions expérimentales décrites ici, de formation de mélanines avec une souche donnée.

Happold et Rapper (22) et Mac Cance et Robinson (23) signalent que la tyrosine ne peut être oxydée qu'en présence de para-crésol ou de substances analogues. Ro-

présence de sucres pouvant être une cause d'acidification du milieu par les champignons, nous avons cru bon d'ajouter au mélange ci-dessus les éléments constitutifs d'une solution tampon de pH 7. Nous avons dû toutefois renoncer à l'emploi des concentrations de phosphate indiquées habituellement pour la préparation de telles solutions car la solubilité de la tyrosine, déjà très faible dans l'eau, était sensiblement diminuée. Bref nous avons employé le milieu suivant :

Solution tampon : Phosphate monopotassique M/5

(27,2 gr. par litre)	50 cm³	1 partie
Soude N	29,6 cm³	
compléter à	200 cm³	

Solution de tyrosine :

dissoudre dans 200 cm³ d'eau : gélose.	6 gr.	1 partie
puis ajouter : tyrosine	1,2 gr.	
extrait de malt	3 gr.	
et compléter à	400 cm³	

Pour des raisons économiques nous avons préparé ce milieu en petits tubes à essais (140 × 14 mm.). Remplis à raison de 5 cm³, ils sont ensuite stérilisés puis refroidis inclinés. Ils sont alors susceptibles de recevoir un inoculum prélevé à partir d'une culture sur Hagem gélosé à l'extrait de malt (d), milieu que nous employons couramment pour l'entretien de nos souches. On peut conserver indéfiniment ces tubes sans craindre l'apparition d'une couleur rose virant ensuite au noir, significatrice de l'oxydation de la tyrosine en hallochrome puis mélanines. On ne doit chercher à éviter que la dessiccation, précaution habituelle vis-à-vis de tous milieux de culture.

Le pH 7 choisi d'après les travaux des Biochimistes est plus élevé que le pH optimum de croissance de nos cultures (pH 4 à 6). Nous avons voulu préparer des milieux à la tyrosine de pH 4,5, 5 et 6. Si la pousse des mycéliums était nettement favorisée par

---

BINSON et NELSON (24) d'autre part affirment qu'une légère quantité d'acide ascorbique inhibe totalement la formation de mélanines par la tyrosinase en l'absence d'acide ascorbique-oxydase. L'acide ascorbique ne semble pas avoir été signalé chez les champignons (et chez les plantes sans chlorophylle en général) mais il n'est pas douteux que d'autres facteurs, inconnus de nous, puissent encore intervenir.

(d) Pour sa formule consulter R. KUHNER : Nouvelles observations sur la culture pure des homobasidiés et sur les particularités de leur mycélium secondaire. *Bull. Soc. Mycol. France*, 73 (3/4), 133-158, 1947.

cette légère acidité, l'apparition des mélanines ne l'était pas et si certaines espèces réagissaient encore à pH 4,5, d'autres nous donnaient des résultats sensiblement affaiblis dès pH 6. On note pour ces valeurs acides de pH un retard très net dans la transformation des premiers produits d'oxydation roses en mélanines. En conclusion, sans exclure l'emploi de milieux à pH 6 et même 5, nous avons cru préférable de nous en tenir au pH 7.

Des milieux au para-crésol ont été préparés; il en sera question plus loin.

La 3-4-dihydroxyphénylalanine n'a pas été retenue; elle est en effet oxydable sous l'effet de la dopa-oxydase et, de plus, est trop sensible à l'air pour que l'on puisse préparer des milieux gélosés semblables à ceux de BAVENDAMM. Du pyrogallol et du pyrocatéchol attaqués à la fois par la tyrosinase et par la laccase, il sera question ci-dessous.

LACCASE ou POLYPHÉNOLOXYDASE (e).

Corps oxydés et spécificité.

La laccase agit sur le pyrocatéchol, le gaïacol, l'hydroquinone, le pyrogallol, la paraphénylènediamine... (1, 2, 3, 4, 26, 27,...). Elle est sans action sur la tyrosine. La tyrosinase par contre est active sur le pyrogallol et le pyrocatéchol, mais n'attaque pas le gaïacol, l'hydroquinone (en l'absence d'ortho-diphénol, selon GREGG et NELSON, 28) ni la paraphénylènediamine. Il nous a donc semblé intéressant de retenir tout spécialement ces trois derniers composés.

Les auteurs récents ne parlent guère de l'acide gallique que BERTRAND dès 1895 (2) indiquait comme attaqué par la laccase. Sa formule proche de celle du pyrogallol peut laisser supposer que la tyrosinase puisse aussi l'attaquer; nous n'avons pu découvrir aucun texte formel sur ce fait dans les travaux récents des Biochimistes. C'est pourquoi nous avons cherché à remplacer ce corps et à plus forte raison l'acide tannique. Ce sont en effet les

(e) Les Biochimistes ayant signalé quelques différences entre l'enzyme purifiée de l'arbre à laque et celle des champignons, il semblerait normal d'abandonner le terme de « laccase » pour ces derniers. Toutefois le terme de polyphénoloxydase étant employé par KEILIN et MANN (cf. plus haut) pour la tyrosinase, une plus grave confusion en résulterait. En conséquence nous n'abandonnerons pas le terme de laccase et l'emploierons pour désigner l'enzyme responsable de l'oxydation du gaïacol, de l'hydroquinone..., etc..., par les Champignons.

deux seuls corps essayés systématiquement depuis le travail de BAVENDAMM en 1928 (14) pour la recherche des oxydases chez les Champignons lignivores en culture pure.

La teinture de gaïac, très employée en solution alcoolique pour détecter la laccase des carpophores charnus ne peut être incorporée dans un milieu aqueux à cause de l'insolubilité de la résine dans l'eau.

Effets des principaux facteurs.

La laccase est plus stable que la tyrosinase. Elle est moins facilement détruite par la chaleur (BERTRAND, 9) et son activité optimum, comme précisé déjà par BOURQUELOT en 1896 (29-30) a lieu en milieu acide. Selon GREGG et MILLER (31), la laccase est stable pour une large zone de pH (2 à 9,5) avec optimum à 6,1.

Mise au point des milieux pour la recherche de la laccase-Choix des phénols.

Un certain nombre de polyphénols peuvent servir à déceler la présence de la laccase comme nous l'avons vu plus haut. Dans un travail très intéressant mais axé sur un but bien différent, FAHRAEUS (25) a essayé l'action du *Polyporus abietinus* sur un grand nombre de composés et classé ceux-ci d'après la réaction obtenue. Comme nous le montrerons plus loin, cette espèce ne possédant pas de tyrosinase, on peut considérer que les 32 corps donnant une coloration sombre en présence de ce Polypore sont attaqués par la laccase. Le choix est donc très large.

Avant d'avoir eu connaissance de ce travail récent, nous avions préparé des milieux à partir des composés suivants :

Ortho-diphénols : pyrocatéchol et son ester méthylique le gaïacol.

Para-diphénol : hydroquinone.

Triphénol : pyrogallol.

Para-diamine : paraphénylènediamine.

Ne voulant modifier en rien par un chauffage prolongé ces composés sensibles à l'oxydation, nous avons tout d'abord préparé les milieux selon la technique de BAVENDAMM. C'est-à-dire que nous stérilisions d'une part des tubes contenant chacun 5 cm^3 d'une solution d'agar-agar, et d'autre part une quantité donnée d'eau (1 cm^3 par tube) qui servait à dissoudre, après refroidissement partiel, le polyphénol ou la polyamine aroma-

tique. Grâce à une burette graduée stérilisée nous introduisions 1 cm³ de la solution phénolique dans chaque tube, qui après agitation était mis à refroidir incliné. Lors de nombreux essais préliminaires nous n'avons jamais eu de contaminations par des bactéries ou des moisissures quel que soit le phénol employé. Afin de définir un pH optimum nous avons choisi un tampon à l'acide citrique et au phosphate du type de celui de MAC ILVAINE qui peut permettre de préparer des milieux dans toute la zone acide de pH. Nous avons employé des mélanges aux valeurs de pH suivantes : 2-3-4-4,5-5-6 et 7. Il n'est pas possible de stériliser à 120° C. des solutions de gélose de concentration voisine de 1,5 % à des pH inférieurs à 4; dans ces conditions la gélose en solution concentrée est stérilisée à part ainsi que la solution tampon qui sont mélangées avant refroidissement.

Le pyrocatéchol qui s'oxyde spontanément à pH 7 en très peu de temps est stable beaucoup plus longtemps à pH 4,5. Il en est de même de l'hydroquinone qui passe au rouge cerise puis au brun à pH 7 mais résiste plus d'une semaine à pH 4,5 à 20° ne donnant par la suite qu'une très faible et lente coloration. Le pyrogallol devient sensiblement jaune doré en moins d'une semaine à pH 3 et beaucoup plus rapidement si le milieu est moins acide. Le gaïacol par contre ne se colore pas sensiblement après plusieurs semaines même en milieu neutre. La paraphénylènediamine, au contraire, vire très rapidement au noir violacé à pH 3 et brunit sensiblement en quelques heures à pH 2. En conséquence, la trop grande sensibilité à l'air du pyrogallol et de la paraphénylènediamine nous ont obligé à les abandonner, alors que l'emploi du pyrocatéchol et de l'hydroquinone pouvait être envisagé pour des pH inférieurs à 5, et celui du gaïacol dans des très larges limites.

Nous avons alors employé les milieux préparés avec ces trois diphénols aux pH incompatibles avec leur oxydation spontanée à l'air, pour quelques cultures particulièrement actives sur l'acide gallique. Quel que soit le phénol nous avons obtenu les plus larges zones d'oxydation à des pH compris entre 4 et 5. Ne pouvant envisager de rechercher pour chaque culture le pH optimum, nous l'avons fixé arbitrairement à pH 4,5 (f).

(f) Après rédaction, nous avons reçu l'intéressant travail de G. LINDEBERG (47) et y avons constaté que le pH optimum, pour 6 espèces de Basidiomycètes dont l'auteur donne la courbe de l'activité « catécholase » en fonction du pH, était comprise entre 4 et 5,5.

Le pyrocatéchol donne sous l'inoculum une zone de diffusion nette d'un brun sombre (K 115 et plus noir) (g), généralement peu étendue. Ce corps pouvant être, même à pH 4,5, oxydé par la tyrosinase nous l'avons abandonné au profit des deux suivants.

L'hydroquinone donne toujours une très large diffusion qui envahit rapidement le tube; d'abord rosée, elle passe au brun (K 166 sombre à 103 ou 108 puis à 110). Il n'est pas possible de mesurer, comme le font habituellement les auteurs, l'intensité de la réaction par le diamètre de la diffusion et de plus on observe très rarement une pousse, ce phénol étant déjà très toxique à la concentration utilisée (0,2 %). Cependant nous avons voulu faire des essais avec un certain nombre de souches (toutes les cultures de Polypores dont nous disposions), afin de nous rendre compte si les mêmes champignons oxydaient à la fois les diphénols en para et les composés à fonctions phénoliques en ortho.

Le gaïacol est à la fois un composé qui résiste parfaitement en milieu neutre et acide à l'oxydation spontanée à l'air et qui en présence de laccase donne de belles et larges zones d'oxydation rouge Bordeaux (K 12 à 7 et 3). Considéré comme oxydé strictement par la laccase, il a encore l'avantage de résister parfaitement à l'autoclavage, ce qui facilite beaucoup la préparation du milieu.

Après divers tâtonnements nous avons opéré comme suit :

Dissoudre dans l'eau (h) :

	gélose	15 gr.
	gaïacol	2 gr.
	extrait de malt......	5 gr.
ajouter :	tampon de pH 4,5...	330 cm³
compléter à	....	1.000 cm³

Le tampon est constitué de la façon suivante :

acide citrique 0,1 M...............	545 cm³
phosphate bipotassique 0,2 M.....	455 cm³ pour 1 litre.

Répartir en petits tubes (140 × 14 mm.) à raison de 5 cm³ et stériliser 15 minutes à 120° C.

(g) KLINCKSIECK et VALETTE. — Codes des couleurs. Paris, 1908.

(h) Des essais ont été effectués avec de l'eau bidistillée et de l'eau de la ville; aucune différence n'a été enregistrée.

RECHERCHE DE LA LACCASE ET DE LA TYROSINASE DANS QUELQUES CULTURES DE BASIDIOMICÈTES

Nous avons employé pour tous les essais décrits ci-dessous :

1° le milieu de BAVENDAMM à l'acide gallique;

2° le milieu au gaïacol à pH 4,5;

3° le milieu à la tyrosine à pH 7

et pour une quarantaine d'espèces de Polyporacées, le milieu à l'hydroquinone de pH 4,5.

Il nous a paru indispensable d'éprouver nos milieux au gaïacol et à la tyrosine avec des espèces dûment essayées par d'autres expérimentateurs sur l'acide gallique et d'autres substrats; c'est pourquoi nous avons cherché à réunir des cultures de Polyporacées et Stéréinées, un certain nombre d'entr'elles ayant été étudiées par BAVENDAMM (14), NUTMAN (32), KITAJIMA (33), YAMAMOTO (34), YAMANO (35), HEMMI et KURATA (36), HIRAYAMA (37), VENKATARAYAN (38), MONTGOMERY (39), MAC DONALD (40), LA FUZE (41), CAMPBELL (42), DAVIDSON, CAMPBELL et BLAISDELL (43), GARREN (44), CARTWRIGHT et FINDLAY (45), NOBLES(46), LINDEBERG (47), FAHRAEUS (25), LAW (56), etc. Nous avons de même recherché des espèces des mêmes groupes ainsi que des Agaricacées et Boletacées avec les carpophores desquelles la recherche de la laccase et de la tyrosinase avait déjà été faite par divers auteurs (BOURQUELOT et BERTRAND, BULLER (48), BAYLISS (49), ZELLER (50), DODGE (51), MAYO (52), LANPHERE (53), BOSE et SARKAR (54), LEGRAND (55).

Conduite des essais.

Nous avons cherché à nous rapprocher des conditions d'études réalisées par DAVIDSON, CAMPBELL et BLAISDELL afin d'obtenir des résultats comparables. Nous sommes partis de cultures sur milieu de Hagem gélosé à l'extrait de malt en tubes de 140 × 14 mm. âgées de deux mois. Elles avaient été gardées à la température du laboratoire et à la lumière diffuse. Nous avons prélevé dans le sens de la longueur du tube des bandes d'environ 10 mm. sur 3 mm. que nous avons placées transversalement sur la partie médiane du plan incliné, mycélium en dessous. De cette manière

les inoculums couvraient toute la largeur des tubes. Pour ces transferts nous avons toujours pris soin de laisser bien refroidir les aiguilles à ensemencer afin d'éviter une destruction même partielle de l'enzyme. Les tubes ont été rangés verticalement dans des boîtes et maintenus à l'étuve à 22-24° C. et à l'obscurité. Les différents milieux ont été inoculés à partir de bandes similaires découpées dans le même tube et à la même date. Les résultats étaient notés après 7 jours.

Expression des résultats.

Nous avons adopté approximativement la notation de DAVIDSON et CAMPBELL :

+ : la bouture est colorée.
++ : zone de diffusion localisée sous la bouture.
+++ : zone de diffusion débordante (jusqu'à 10 mm. de diamètre environ).
++++ : zone de diffusion étendue (jusqu'à 20 ou 25 mm.).
+++++ : zone de diffusion très largement étendue (dépassant 30 et même 40 mm.).

Une parenthèse autour du dernier signe + signifie que sa présence est facultative : ainsi +++(+) veut dire +++ ou ++++, de même (+) signifie — à +.

Nous avions noté l'importance de la pousse en mesurant son rayon. Pour rendre nos résultats comparables à ceux de ces mêmes auteurs nous les avons multipliés par 2. Le diamètre ainsi obtenu ne comprend pas la largeur de la bouture. Nous indiquons trace (tr.) lorsque la pousse est localisée sur la bouture et ne déborde pas sur le milieu de plus de 1 à 2 mm. de rayon.

Provenance et dénomination des cultures.

Les cultures pour lesquelles il est indiqué C.B.S. proviennent du Centraalbureau voor Schimmelcultures de Baarn (Pays-Bas). Les souches marquées K, T, O et Y sont dues respectivement au Professeur KUHNER et à nos collègues M[me] TERRA, ODDOUX et YEN HSUN CHU; elles sont toutes issues de récoltes déterminées par le Professeur KUHNER. Enfin les cultures numérotées proviennent de carpophores récoltés et déterminés par l'auteur.

Etant donné le nombre des chercheurs qui avaient isolé ces souches, il s'en suivait une forte hétérogénéité dans la nomenclature, tout particulièrement dans les dénominations génériques des Polypores. Nous nous sommes donc vu dans l'obligation de modifier les noms de genre indiqués par certains auteurs et avons adopté la nomenclature générique et l'ordre de BOURDOT et GALZIN dans leurs Hyménomycètes de France. De plus nous avons volontairement omis, pour éviter toute surcharge inutile des tableaux, d'indiquer les noms des auteurs des combinaisons.

	nos	ac. gallique	gaïacol	tyrosine
THÉLÉPHORACÉES				
Corticium				
caeruleum (Schrad.)	233	(+), 40	—,	++++, tr.-10
laeve Pers.	225	—, tr.-10	—, 0-12	—, 15-60
»	688	—, 15	—, 20	—, 25
»	691	—, 25	—, 15	—, 15
confluens Fr.	633	(+), 0-tr.	(++), 0-tr.	—, tr.-15
»	683	+++, 0	++, 0	—, 0
lividum Pers.	571	++++(+), 0	++++(+), tr.	—, 0-tr.
polygonioïdes Karst.	558	+++++, 0	+++++, 0-tr.	++,
portentosum B. et C.	702	+++++, 0	+++++, tr.-15	++++, tr.
Ceratobasidium				
cornigerum (Bourd.)	519	++(+), 0-tr.	—, 0	—, 40-70
Pellicularia				
flavescens (Bon.)	658	+++,	+(+), 0	—, 70
sp.	685	++, 20-40	++(+), 0-20	—, 0
Trechispora				
Brinkmanni (Bres.)	70	—, 20	—,	—, 5
Gloeocystidiellum				
tenue (Pat.)	286	+++++, 0-tr.	+++++, 0-tr.	+++, 0-tr.
pallidum (Bres.)	573	+++++, 0	+++++, 0	+++, 0
Peniophora				
gracillima (El. et Ev.)	667	++, 0	+, 0	++, 0
affinis Burt.	325	++++, 0-5	+++, tr.-5	—, tr.
macrospora Bres.	431	++++(+), 20-30	+++, tr.	—, 15
setigera (Fr.)	117	++(++), tr.	(++), 0	—, tr.
leprosa B. et G.	508	+++++, 0	+++++, 10	—. 25
pubera (Fr.)	470	+++(++), tr.	+++(+), 0	+(+), 0
»	625	++++, 0	+++++, 0	+++, 0
gigantea (Fr.)	471	++, 20-40	(+),	
aurantiaca (Bres.)	429	++++, 0	++++, tr.-5	++++, tr.
incarnata (Pers.)	212	++++(+), 0-10	++++, 0-tr.	++, 15
nuda (Fr.)	692	+++++, tr.	+++++, 15	brun, 40-50
violaceo-livida (Sommf.)	680	+++++, tr.	++++(+), 0-20	—, 15
Lycii (Pers.)	693	+++++, tr.	+++++, tr.	
»	54			++++, tr.
cinerea (Fr.)	430	+++++, 0	+++++, 12	+++++, 12
pithya (Pers.)	681	+++++, 0-tr.	+++++, 40	brun, 0
Piceae (Pers.)	712	+++++, 0	+++++, tr.	brun, 0

	nos	ac. gallique	gaïacol	tyrosine
Aleurodiscus				
amorphus (Pers.)	678	—, 0	(++), 0	—, 0
aurantius (Pers.)	734	(+++), tr.	(+), 0	—, 5
Vuilleminia				
comedens (Nees.)	38	+++++, 0	+++++, 0	+++, 0
Phlebia				
aurantiaca (Sow.)	221	+++++, 0	+++++, 12	—, 4
Merulius				
tremellosus (Schrad.)	452	+++++, 0	+++++, 15	—, 8
papyrinus (Bull.)	110	—, tr.	—, 0	—, 50
»	163	—, 20-25	(+), 5	—, 20-50
porinoïdes Fr.	346	++++(+), 0	+++, tr.	++, 0
molluscus Fr.	593	—, 30	—, tr.	—, 8
Coniophora				
puteana Fr.	586	—, 40-70	—,	—, 15
Stereum				
hirsutum (Willd.)	187	+++++, 4-8	+++++, 20	—, tr.-10
sulphuratum Bk. et Rav.	199	++++(+), tr.-5	+++++, tr.	—, 0
insignitum Quél.	200	++++, 30-40	+++(i), 0-30	—, 25
sanguinolentum Alb. Schw.	98	++, tr.-5	+++, 5	—, 0-tr.
gausapatum Fr.	181	+++++, 30	+++++, 30	—, 20-30
rugosum Pers.	229	++++, 10-15	++++, 10	—, tr.-6
subpileatum Bk. et Curt.	CBS	—, 20	—, 20	—, 0
spadiceum (Pers.)	705	—, 20	—, 0	—, 40
abietinum Pers.	CBS	(+), tr.-4	—, tr.-4	+++, 0
»	426	(+), tr.	—, 4	++, 0
Chailletii (Pers.)	459	+++++, 0-tr.	+++++, 10	+++++, tr.
laevigatum (Fr.)	109	+++++, 0-tr.	+++++, 5	brun-noir, 15-25
pini (Schleich.)	CBS	+++++, 0	+++++, tr.	—, 0
purpureum Pers.	499	+++(+), 0	+++(+), 0	—, 0-30
Murrayi (Bk. et Curt.	CBS	+++++, 0	++++, 0	—, tr.-5
fuscum (Schrad.)	CBS	+++++, 0	+++++, 4	++++, 0
»	601	+++++, 0-tr.	+++++, 5	—, 0
»	735			+++(+), 0
umbrinum Bk. et Curt.	CBS	(+), 25	—, 0	—, 5-10
frustulosum Fr.	CBS	—, 6-10	—, 6-8	—, 0
Hymenochaete				
corrugata (Fr.)	CBS	+++++, 0-tr.	++++(+), 6-10	—, 5-10
Mougeotii (Fr.)	602	+++(+), tr.	+++(+), tr.	—, 0
tabacina (Sow.)	CBS	+++++, 10-15	++++(+), 0	—, 5
»	644	+++++, 0	++++, 0	—, tr.
rubiginosa (Dicks.)	CBS	++++(+), 8	+++(+), tr.	—, 0
HYDNACÉES				
Radulum				
orbiculare Fr.	224	+++++, tr.	+++++, tr.	—, 4
»	687	+++++, 0	+++++, tr.	brun, tr.
quercinum Fr.	675	++++, 0	+++, 0	++++, 0

(i) Le *Stereum insignitum* pousse énergiquement sur les milieux à l'acide gallique et au gaïacol et si la zone de diffusion est finalement étendue, elle l'est beaucoup moins que le mycélium; de plus avec le gaïacol il donne une coloration brun rosé rappelant celle due à l'hydroquinone.

	n^{os}	ac. gallique	gaïacol	tyrosine
Mycoacia				
uda (Fr.)	344	++++, tr.-4	+++, 0	—, 4
cf. *stenodon* (Pers.)	422	++++, 0	+++++, 0	—, 0
Odontia				
floccosa (B. et G.)	128	+++, 0	+++, 0	sombre?, 0
arguta (Fr.)	646	++++, 0	++++, 0	++, 0-tr.
bicolor (Alb. et Schw.)	248	++++, 0	++++, tr.	—, 5-10
»	493	++++, 0	++++, tr.	—, 8
papillosa (Fr.)	151	—, 10	(+), 15	sale, 6
corrugata (Fr.)	650	+, 40-50	—, 0	— à +++, 35
Mycoleptodon				
ochraceum (Pers.)	252	++++(+), 0	+++++, tr.	—, 4
fimbriatum (Pers.)	157	+++++, 0	+++++, 0	— jaune, 0
»	234	+++++, 0	+++++, 0	— jaune, 0
»	343	+++++, 0	+++++, 0	— jaune, 0
Echinodontium				
tinctorium Ell. et Ev.	CBS	++++, 0	++++, 0-tr.	+++, 0
POLYPORACÉES				
Phellinus				
dryadeus (Pers.)	CBS	++++(+), 0	++++(+), 0	+, 0
robustus (Karst.)	»	++++, tr.	++++, 6	++++, 0
igniarius (L.)	»	++++, 0	++++, 4	—, tr.
» subsp. *nigricans* (Fr.)	»	++++, 6	++++, 10	—, 6
» » *fulvus* (Scop.)	»	+++++, 10	++++(+), 0	(+), tr.
torulosus (Pers.)	»	+++++, 6	++++, tr.-4	++++, tr.
conchatus (Pers.)	»	+++(+), tr.	++++, tr.	+++, 0
gilvus (Schw.)	»	+++(+), 0	+++(+), 0	+++++, 0
isabellinus (Fr.)	»	+++++, 0	+++++, 0	+++++, 0
nigrolimitatus (Rom.)	»	++++, 4	++++, 0	—, 0
punctatus (Fr.)	»	+++++, 0	+++++, 8-20	brun, tr.
laevigatus (Fr.)	»	++++, 6	+++(+), 0	—, tr.
ferruginosus (Schrad.)	»	+++++, 0	+++++, 0	brun, tr.
ferreus (Pers.)	»	+++++, 0-tr.	++++, tr.	+++++, tr.
Xanthochrous				
circinatus (Fr.)	CBS	+++(+), tr.-6	++++, tr.-6	+++, 0
Pini v. *abietis* Karst.	»	++++, tr.-6	++++, 6	+++, tr.
radiatus (Sow.)	»	++++, tr.-8	++++, 4	+++++, 0
cuticularis (Bull.)	»	+++(+), 0	+++, 0	jaune sale
vulpinus (Fr.)	»	+++, 6	+++, 4	+++, 0-tr.
tamaricis Pat.	»	+++++, 10	++++(+), tr.	+++, tr.
hispidus (Bull.)	»	+++(+), 0	++++, tr.	+++, tr.
Ribis (Schum.)	»	++++(+), 4	++++, 0	+++, tr.
obliquus (Pers.)	»	++++(+), 0	++++(+), 10	+++++, tr.
Poria				
mucida (Pers.) sensu B. et G.	T	++++(+), 0	++++, 0	+++, 0
vulgaris (Fr.)	K	++++, 0	+++++, 0-tr.	+++++, 0
Fistulina				
hepatica (Huds.)	CBS	—, 8-10	—, 0-tr.	+++(+), 0
Polyporus				
sulphureus (Bull.)	CBS	—, 50	—, 10	—, 0
Leucoporus				
brumalis (Pers.)	T	+++++, 0-tr.	—, 0-15	—, 0-40

	nos	ac. gallique	gaïacol	tyrosine
Leptoporus				
adustus (Willd.)	CBS	—, 8	—, 40	—, 40
Phaeolus				
rutilans (Pers.)	CBS	+++++, 0	++++, 0	++++, 0
Coriolus				
hirsutus (Wulf.)	CBS	+++++, 0	+++++, 0	— jaune, 0
abietinus (Dicks.)	»	+++++, 0	+++++, 0	—, 4
(*Oxyporus*) *populinus* Schum.	CBS	—, 0	—, 0	—, 0
Irpex				
lacteus Fr.	108	+++++, 0	+++++, 0	—, 8
Daedalea (*Heteroporus*) *biennis* (Bull.)	CBS	++++, tr.	++++(+), 30	—, 14
Lenzites				
quercina (L.)	CBS	—, 32	—, 12-30	—; 0
(*Gloeophyllum*) *sepiaria* Wulff.	»	—, 6-8	—, 2	+++, 0
betulina L.	»	(+), 50-70	—, tr.	rose, 50
Trametes				
hispida Bagl.	CBS	++++, 0	+++++, 0	—, 24
gibbosa (Pers.)	»	++(+), tr.-4	++++, 0	—, 14
Ungulina				
fomentaria (L.)	CBS	+++(+), 0	+++(+), 0	—, 6
pinicola (Sw.)	»	—, 12-20	—, 10-20	—, tr.
rosea A. et Schw.	O	— à ++, tr.	— à ++, 20	—, 20-40
BOLETACÉES				
Boletus				
badius Fr.	O	+++, 0	+, 0	++(++), 0
luteus L.	O	+++, 0	+++, 0	—, 0-tr.(j)
subtomentosus Fr.	O	++++, 0	+++, 0	—, 0-tr.
PAXILLACÉES				
Paxillus				
involutus Batsch.	O	+++(+), 0	— à ++, 0	—, 0
AGARICACÉES				
Geopetalum				
carbonarium (Fr.)	K	++++, 0	+++++, 0-tr.	— orangé, 5-15
Schizophyllum				
commune Fr.	T	—, 5-15	— à ++++, 0-30	—, 15-20
Panus				
torulosus Fr.	Y	++++, 0	++++, 0-tr.	— orangé, 0-tr.
Panellus				
violaceo-fulvus	K	+++(+), 0	+++(+), 0-tr.	—, 0
serotinus	K	+++++, 0	+++++, tr.	— orangé, 0-tr.
Lentinellus				
ursinus (Fr.)	K	+++++, 0	+++++, 15-30	+(+), 0
Collybia				
velutipes Curt.	O	—, 0	— à ++, tr.	—, 10
Armillaria				
mellea (Vahl.)	K	++++, tr.	++++, tr.	+++, 0
Eccilia				
undata (Fr.)	O	++, 0	++(+), 0	++++, tr.
Pholiota				
mutabilis (Sch.)	T	++++, 0	+++(+), 0	brun foncé, tr.

(j) Nos cultures de ces espèces, trop fragiles, ont péri en cours d'essais; le résultat indiqué est celui d'un seul ensemencement.

	nos	ac. gallique	gaïacol	tyrosine
marginata (Batsch.)	Y	++++, 0	++, 0	—, 0
Hypholoma sublateritium (Fr.)	Y	++++, 0	++++, 5	— rosé, tr.-6
Coprinus comatus Müller	O	+++++, 0	+++++, 0	— jaune, 4
Amanita pantherina (DC.)	O	(+), 0	—, 0	(++), tr.
Lactarius blennius Fr.	O	++++, 0	++++, 0	++(+), 0
quietus Fr.	O	+++++, 0	++++, 0	(+), 0 (j)
LYCOPERDACÉES				
Bovista plumbea Pers.	O	+, 0	+, 0	—, 0
Lycoperdon gemmatum Batsch.	O	+++(+), 0	+++, 0	brun, tr.

Pour ne pas surcharger encore le tableau ci-dessus, nous n'avons pas mentionné les résultats obtenus avec le milieu à l'hydroquinone, de pH 4,5. Comme nous l'avons indiqué précédemment, l'intensité de la réaction ne peut être évaluée que par la couleur plus ou moins foncée obtenue et non par la taille de la zone de diffusion. De plus la pousse est, le plus souvent, nulle ou très faible. Dans tous les cas — nous n'avons essayé que les Porés — nous avons observé une réaction parallèle à celle donnée par l'acide gallique sauf pour le *Xanthochrous circinatus* qui s'est montré sans action sur l'hydroquinone. *Lenzites betulina* (Fr.) qui colore faiblement le milieu de Bavendamm à l'acide gallique, mais est inactif sur le gaïacol, est sans action sur l'hydroquinone.

REMARQUES SUR LA RECHERCHE DE LA LACCASE.

Comparaison de nos résultats sur acide gallique avec ceux des travaux antérieurs.

Les travaux les plus importants parus sur l'oxydation de l'acide gallique sont ceux de Campbell sur les *Fomes* (k) (42), ceux de Davidson, Campbell et Blaisdell (43) complétés par l'ouvrage

(k) Il ne nous a malheureusement pas été possible, malgré des tentatives répétées, de nous procurer le travail de Campbell et nous ne pourrons donc confronter nos résultats avec ceux de cet auteur.

de NOBLES (46) sur les champignons lignicoles de divers groupes. En comparant nos résultats avec ceux de ces deux derniers travaux nous pouvons remarquer une correspondance très satisfaisante pour les zones de diffusion. Seul *Xanthochrous* (*Poria*) *obliquus*, qui a agi très faiblement chez NOBLES, nous a donné une zone étendue. Le cas du « *Polyporus betulinus* » est bien différent : si HEMMI et KURATA (36) puis LA FUZE (41) signalent l'absence de laccase, MAC DONALD (40) et DAVIDSON et coll. (43) remarquent son action sur l'acide gallique; ceci s'explique sans doute par le fait que les premiers parlent — comme nous-même — du *Lenzites betulina* (Fr. ex L.), alors que les autres travaillaient sur *Polyporus* (*Ungulina, Piptoporus*) *betulinus* (Bull.). Dans un certain nombre de cas nous avons indiqué une réaction un peu plus vive que DAVIDSON et coll. Nous opérons, non pas en boîtes de Pétri, mais en petits tubes où la diffusion ne peut cheminer que dans deux directions, et c'est vraisemblablement la raison pour laquelle nos résultats sont parfois exprimés avec un signe « + » supplémentaire.

Pour la pousse on peut relever de plus larges différences. Celle-ci varie en effet beaucoup avec l'âge de l'inoculum; mais même à âge égal l'état du mycélium peut varier sous l'effet de nombreux facteurs tel par exemple la taille du récipient où a été effectuée la culture; si celui-ci est petit le milieu de culture sera plus rapidement épuisé ou enrichi en déchets, ou encore aura plus souffert de la dessiccation. Après ensemencement le début de la croissance en sera plus ou moins affecté et le diamètre mesuré variera quelque peu pour le même champignons lors d'essais différents.

Comparaisons des résultats obtenus avec l'acide gallique et le gaïacol.

Si nous comparons maintenant les résultats obtenus avec l'acide gallique et le gaïacol nous remarquons une très bonne concordance dans la dimension des zones de diffusion observées avec ces deux composés pour la presque totalité des 130 espèces étudiées. Deux cas très spéciaux sont cependant à signaler : *Leucoporus brumalis* qui réagit fortement sur l'hydroquinone et sur l'acide gallique est sans action sur le gaïacol; par contre *Schizophyllum commune* qui est inactif sur l'acide gallique, mais non sur l'« acide tannique » (cf. DAVIDSON 43) réagit irrégulièrement, mais parfois fortement sur le gaïacol. On peut aussi remarquer

sur milieu de Bavendamm, avec quelques autres espèces (*Stereum abietinum, umbrinum, Odontia corrugata, Lenzites betulina*...), l'apparition d'une légère diffusion brune alors que le gaïacol n'est pas oxydé. Il n'est pas douteux que pour les premières d'entre elles l'apparition d'une coloration ne correspond pas à une oxydation, mais à la synthèse d'un pigment par le champignon, car elle a lieu aussi sur les milieux d'entretien ordinaires. Inversement *Paxillus involutus,* qui brunit fortement n'importe quel milieu et donne une large zone brune avec l'acide gallique, rougit le milieu gaïacolé, ce qui permet d'affirmer la secrétion de laccase par son mycélium.

Seul l'emploi du gaïacol permet d'éviter toute incertitude de ce genre, la couleur rouge obtenue par action de la laccase ne pouvant être confondue avec des sécrétions le plus souvent jaunâtres à brunes de certains mycéliums.

C'est pourquoi nous proposons le remplacement du milieu classique à l'acide gallique par le milieu au gaïacol pour la mise en évidence de la laccase. Un autre avantage non négligeable de ce corps est qu'il résiste très bien à l'autoclavage; la préparation des milieux en est grandement facilitée.

Comparaisons de nos résultats avec ceux obtenus à partir des carpophores.

En dehors des Champignons lignicoles, nos essais ont porté sur quelques espèces de Bolétacées, Agaricacées et Russulacées au sujet desquels des renseignements nous sont donnés par divers auteurs qui ont essayé des réactions directement sur la chair des carpophores ou ont procédé à des extractions d'enzymes (cf. Bourquelot, Bourquelot et Bertrand, Bataille... (6-11-13-57)... Legrand (55), etc.).

Si pour un certain nombre d'entre elles, les résultats obtenus de manières si différentes sont identiques, nous avons pu relever quelques discordances. Par exemple, nous avons pu mettre la laccase en évidence dans les cultures de *Boletus subtomentosus, Geopetalum carbonarium, Hypholoma sublateritium* et *Armillaria mellea,* alors que Bourquelot et Bertrand (6) avaient obtenu des résultats négatifs sur les carpophores avec la teinture de gaïac. Lanphère (53) avait par contre décelé de la laccase dans les rhizomorphes de cette dernière. Le mycélium du *Coprinus comatus* dont les fructifications, selon Bataille (57), ne bleuissent la

teinture de gaïac qu'à la base du pied, s'est montré très actif sur le gaïacol. On est en droit de penser, soit que la sensibilité différente des méthodes d'investigation employées explique ces divergences, soit que cette phénoloxydase existe de préférence dans le mycélium.

REMARQUES SUR LA RECHERCHE DE LA TYROSINASE.

Nous n'avons découvert dans la littérature qu'une documentation très réduite concernant la présence de tyrosinase dans les mycéliums. D'autre part les espèces de Basidiomycètes charnus bien connues pour la richesse en tyrosinase de leurs carpophores comme les Russules et les Lactaires n'ont que très rarement été obtenues en cultures pures. Tandis qu'il nous avait été facile de réunir un certain nombre d'espèces de Polyporacées et Théléphoracées connues comme possédant de la laccase, nous ne savions à peu près rien sur l'existence et la répartition de la tyrosinase chez les Aphyllophorales. Nous avons donc mis sur milieu à la tyrosine les espèces retenues pour les essais sur acide gallique et gaïacol. Comme l'indique le tableau précédent plus de 40 espèces ont donné lieu à la formation de mélanines alors que les 90 autres ne coloraient pas ou donnaient une teinte jaunâtre, rosée ou brune au milieu. Si, pour les premières, il semblait logique d'admettre la présence de tyrosinase (1), pour les autres et tout spécialement celles qui donnent une légère teinte rosée ou brunâtre, il ne nous était pas possible de conclure à l'absence de cette oxydase. Nous avons répété les inoculations sur tyrosine avec des cultures d'âge divers. Les inoculums provenant des cultures jeunes (1 à 2 semaines) sont généralement peu actifs; mais si l'on prend des cultures de 1, 2 ou plusieurs mois, on ne peut noter que des variations individuelles. Certaines cultures perdent peu à peu de leur activité alors que pour d'autres cette activité se maintient de longs mois. Nous avons pensé que le pH de notre milieu d'entretien qui est de 5,8 à l'ensemencement, pouvait s'abaisser rapidement et causer une destruction appréciable d'enzyme, ou encore que le cuivre était à l'état de traces

(1) Nous avons vérifié qu'une culture active, chauffée au bain-marie à 72-75° juste le temps nécessaire à la fusion du milieu gélosé n'accusait qu'une perte légère de pouvoir oxydant qui s'accentuait rapidement si l'on maintenait la culture à cette température. A 100° C. tout pouvoir disparaît en moins de 5 minutes. Des traces de cyanure de potassium inhibent totalement l'oxydation de la tyrosine.

insuffisantes. Un milieu tamponné de pH 6 et contenant des traces de cuivre a servi à l'entretien de 25 souches litigieuses. Les résultats positifs pour *Peniophora pubera* (n° 470) et *Phellinus fulvus* ont été plus francs que lors d'essais antérieurs; les autres espèces, tels *Peniophora Piceae, nuda, pithya*... nous donnèrent encore des colorations brunes ininterprétables.

Emploi du Para-Crésol.

Nous rappelant les allégations de HAPPOLD et RAPPER (22) ainsi que de MAC CANCE et ROBINSON (23) selon lesquelles la tyrosine ne serait oxydée qu'en présence de p-crésol ou de substances analogues, nous avons ajouté dans les tubes de milieu à la tyrosine, inoculés depuis une semaine et n'ayant pas donné de résultats nettement positifs, quelques gouttes de p-crésol en solution aqueuse stérile. Dans la plupart des cas il ne se produisit rien de remarquable durant les sept jours supplémentaires d'incubation; cependant *Fomes igniarius* subsp. *nigricans* et *fulvus, Lenzites betulina* (L.), *Corticium confluens* (633), *laeve* (225), *Stereum laevigatum* (109) et à un plus haut degré *Peniophora Piceae, nuda* et *pithya* donnèrent lieu à l'apparition d'une couleur rose orangée caractéristique de l'oxydation du p-crésol par la tyrosinase. Mais bien plus souvent, et parfois en même temps que le développement de la zone de diffusion rosée, nous avons vu se former un précipité blanc laiteux dû à une autre transformation du p-crésol sous l'influence de la laccase (CHODAT 58). Cette double action sur le p-crésol rend l'interprétation des résultats délicate. Remarquons encore que le p-crésol n'a pas déclanché l'oxydation de la tyrosine mais s'est purement et simplement oxydé dans des conditions où la tyrosine n'était pas transformée; il se montre donc plus sensible que cette dernière.

Nous avons ensuite envisagé l'emploi de milieux mixtes dans lesquels le p-crésol est ajouté au départ à la tyrosine avec les concentrations suivantes :

A : tyrosine 0,2 % et p-crésol 0,2 %
B : tyrosine 0,2 % et p-crésol 0,01 %

et d'un milieu au p-crésol seul (0,2 %). Tous sont tamponnés à pH 7. Les mélanges A et B ne se sont pas montrés supérieurs au p-crésol seul; si, avec ces trois milieux, on a le plus souvent

l'avantage, même pour des espèces très actives sur le gaïacol donc riches en laccase, de ne pas être gêné par le précipité blanc, la zone de diffusion est rose orangée claire. Le milieu A donne cependant après un à quatre jours des colorations plus vives et plus rouges, comme si à la couleur du p-crésol oxydé s'ajoutait celle des premiers produits d'oxydation de la tyrosine; mais la teinte régresse ensuite pour égaler après sept jours celle du milieu au p-crésol seul.

Le p-crésol à la concentration de 0,2 % est très toxique et inhibe toute croissance; aussi n'avons-nous pas hésité, pour obtenir des colorations plus soutenues, à préparer des milieux où sa concentration atteint 1 %. Nous y avons essayé toutes les souches des espèces à action nulle ou douteuse sur tyrosine qui étaient encore en notre possession (m). Les zones de diffusion ne sont pas nettement limitées, aussi n'avons-nous pu employer la notation de Davidson. Nous indiquerons « L » légère, « M » moyenne, « F » forte, et « TF » très forte. « F » fort, indique que la bouture et ses abords sont brun orangé; pour « TF », on a une large zone brune passant graduellement à l'orangé.

Nous ne citerons que les espèces actives sur p-crésol et qui n'étaient pas franchement actives sur la tyrosine :

Corticium confluens	683	F	*Peniophora pithya*	681	TF
» »	633	—	» *Piceae*	712	TF
Peniophora affinis	325	L	» *nuda*	692	F
» *setigera*	320	F	*Merulius tremellosus*	452	M
» *Lycii*	746	L	*Stereum laevigatum*	109	F
» *violaceo-livida*	742	M	*Fomes igniarius*		M
			» » subsp. *fulvus*		TF
» »	680	F	*Lenzites betulina* (L.)		F

Comparaison de nos résultats avec ceux des recherches antérieures.

Comme nous l'avons déjà remarqué nous n'avons que très peu de renseignements sur ce sujet. Le travail le plus intéressant est celui de Law (56) qui a essayé la tyrosine sur des extraits de

(m) Nous ne disposions plus des cultures de *Stereum subpileatum*, *frustulosum*, *Hymenochaete corrugata*, *Phellinus nigrolimitatus*, *Xanthochrous cuticularis*, *Polyporus sulphureus*, *Leucoporus brumalis* ainsi que les représentants des genres *Coriolus*, *Daedalea*, *Lenzites*, *Trametes*, *Ungulina* et *Panellus*.

cultures de dix Basidiomycètes lignivores. Cet auteur a décelé la tyrosinase (elle indique ±) chez *Stereum hirsutum* alors qu'elle n'en signale pas chez *Phellinus* (*Fomes*) *robustus*. Nous n'avons pu, comme MAYO (52) en trouver chez *St. purpureum* ni comme BOURQUELOT (13) chez *Paxillus involutus*. Nous infirmons par ailleurs les vues de LEGRAND sur *Boletus badius*, confirmant par là même celles de BOURQUELOT.

INTÉRÊT SYSTÉMATIQUE.

Les auteurs ont envisagé l'emploi des milieux aux acides gallique et tannique pour la mise en évidence des types de pourriture, puis pour la reconnaissance des espèces en culture. La recherche de la tyrosinase par l'emploi de milieux à la tyrosine et au para-crésol fournit un critère supplémentaire utilisable pour la détermination des espèces à l'état mycélien. Sur 123 espèces pour lesquelles les résultats sont nets, 102 sont actives sur le gaïacol et 55 sur la tyrosine ou le p-crésol; on peut les répartir, en combinant ces résultats, dans quatre groupes :

A : sans tyrosinase ni laccase	15
B : sans tyrosinase, avec laccase	53
C : avec tyrosinase et laccase	49
D : avec tyrosinase, sans laccase	6

On peut créer des groupes beaucoup plus nombreux en tenant compte, comme le font DAVIDSON et collaborateurs (43), des caractères secondaires tels que l'existence et l'importance de la croissance, le fait d'oxyder le p-crésol et non la tyrosine, le gaïacol et non l'acide gallique et inversement...

Si l'on observe la répartition des espèces à tyrosinase quelques remarques s'imposent. Dans la série Xanthochroïque (*Phellinus*, *Xanthochrous*) la présence de tyrosinase est à peu près générale alors que les *Hymenomychaete*, qui en sont parfois rapprochés à cause de leurs spinules brunes, en manquent; ils se rapprocheraient davantage des *Stereum* typiques (sections *Luteola* et *Cruentata*). Rare chez les Mérulinés, les espèces pourvues de tyrosinase sont fréquentes chez les *Peniophora* et spécialement dans la section *Coloratae* (n) dont toutes les espèces, à des degrés

(n) Qui par la possession d'autres caractères importants (spores teintées, gloeocystides colorées par les réactifs sulfo-aldéhydiques...) forme un ensemble générique bien caractérisé.

divers, en contiennent. Les *Stereum Chailletii* et *laevigatum* qui ont été souvent rapprochés des *Peniophora* de cette section (Bourdot et Galzin rangeaient parmi eux ce dernier) possèdent aussi de la tyrosinase contrairement à la majorité des autres *Stereum*.

Les six espèces qui se distinguent par leur appartenance au groupe D sont fort isolées dans la classification : *Corticium caeruleum, Stereum abietinum, Odontia corrugata, Fistulina hepatica* ainsi que les *Lenzites sepiaria* et *betulina.*

CONCLUSIONS

A la suite de Bavendamm, nous avons recherché les phénoloxydases chez les Basidiomycètes en culture. Nous avons tenté de mettre au point des milieux gélosés différentiels permettant la mise en évidence de la laccase et de la tyrosinase et les avons employés pour 147 cultures représentant 133 espèces.

Pour la mise en évidence de la laccase nous avons employé avec succès un milieu gélosé au gaïacol de pH 4,5; il donne lieu à la formation de zones de diffusion d'un rouge très foncé et a en outre l'avantage de ne pas être altéré par la stérilisation à l'autoclave.

La tyrosinase a été recherchée grâce à un milieu à la tyrosine de pH 7; le paracrésol a été employé dans tous les cas où les résultats étaient faibles ou nuls, et il s'est révélé plus sensible que la tyrosine; cependant il donne par oxydation une teinte plus claire (orangée au lieu de noir) et, très toxique, inhibe toute croissance.

Pour la détermination des espèces sous forme mycélienne, la recherche de la tyrosinase complète utilement les renseignements donnés par la recherche de la laccase.

Enfin, les premiers résultats consignés ici, nous ont permis d'énoncer quelques remarques d'intérêt systématique.

BIBLIOGRAPHIE

1. — Bertrand (G.). — Recherches sur le latex de l'arbre à laque du Tonkin. *Soc. Chimique (Bull.)* (3) *11*, 717-721, 1894 ou *C. R. Acad. Sciences, 118*, 1215-1218, 1894.
2. — *Id.* — Sur le pouvoir oxydant de la laccase. *Soc. Chimique (Bull.)* (3), *13*, 361-365, 1895.

3. — *Id.* — Sur la laccase et le pouvoir oxydant de cette diastase. *C. R. Ac. Sc., 120,* 266-269, 1895.
4. — *Id.* — Sur les rapports qui existent entre la constitution chimique des composés organiques et leur oxydabilité sous l'influence de la laccase. *Soc. Chimique (Bull.)* (3), *15,* 791-793, 1896 ou *C. R. Ac. Sc., 122,* 1132-1134, 1896.
5. — *Id.* — Sur la recherche et la présence de la laccase dans les végétaux. *C. R. Ac. Sc., 121,* 166-168, 1895.
6. — Bourquelot (Em.) et Bertrand (G.). — Les ferments oxydants dans les Champignons. *Soc. Mycol. France (Bull.), 12,* 18-26, 1896.
7. — *Id.* — Sur la coloration des tissus et du suc de certains champignons au contact de l'air. *Soc. Mycol. France (Bull.), 12,* 27-32, 1896.
8. — Bertrand (G.). — Sur une nouvelle oxydase, ou ferment soluble oxydant, d'origine végétale. *C. R. Ac. Sc., 122,* 1215-1217, 1896 ou *Soc. Chimique (Bull.)* (3), *15,* 793-797, 1896.
9. — *Id.* — Sur la séparation de la laccase et de la tyrosinase contenues dans le suc de certains champignons. *Soc. Chimique (Bull.)* (3), *15,* 1218-1220, 1896.
10. — *Id.* — Sur la présence simultanée de la laccase et de la tyrosinase dans le suc de quelques champignons. *C. R. Ac. Sc.,* 463-465, 1896.
11. — Bourquelot (Em.). — Les ferments oxydants dans les champignons. *C. R. Séances Soc. Biologie* (10), *3,* 811-813, 1896.
12. — Bourquelot et Harlay (V.). — Sur la recherche et la présence de la tyrosine dans quelques champignons. *Soc. Mycol. France (Bull.), 12,* 153-156, 1896.
13. — Bourquelot. — Sur la présence générale, dans les champignons, d'un ferment oxydant agissant sur la tyrosine; sur le mécanisme de la coloration du chapeau de ces végétaux. *Ibid., 13,* 65-72, 1897.
14. — Bavendamm (W.). — Uber das Vorkommen und den Nachweis von Oxydasen bei Holzzerstörenden Pilzen. *Z. f. Pflanzenkrankheiten, 38,* 257-276, 1928.
15. — Keinlin (D.) and Mann (T.). — Polyphenol Oxidase. Purification. Nature and Properties. *Proc. Roy. Soc.* (London), B, *125,* 187, 1938.
16. — Parkinson (G. G.) and Nelson (J. M.). — On the Nature of the Enzyme Tyrosinase II. *J. Am. Chem. Soc., 62,* 1693-1697, 1940.
17. — Dalton (H. R.) and Nelson (J. M.). — Tyrosinase from the Wild Mushroom, *Lactarius piperatus. Ibid., 61,* 2946-2950, 1939.
18. — Nelson (J. M.) and Dawson (C. R.). — Tyrosinase. Advances in Enzymology, *4,* 99-152, 1944.
19. — Bertrand (G.). — Recherches sur la mélanogénèse : action de la tyrosinase sur divers corps voisins de la tyrosine. *Soc. Chim. (Bull.)* (4), *3,* 335-343, 1908 ou *C. R. Ac. Sc., 145,* 1353-1355, 1907.

20. — Kubowitz (F.). — Uber die chemische Zusammensetzung der Kartoffel-oxydase. *Biochem. Z., 292*, 221-229, 1937.
21. — Miller (W. H.) and Dawson (C. R.). — Factors influencing the catecholase activity and of catechol concentration. *J. Am. Chem. Soc., 63*, 3368-3374, 1941.
22. — Happold and Rapper. — *Biochem. J., 19*, 23, 1925.
23. — Mac Cance and Robinson. — *Ibid., 19*, 735, 1925.
24. — Robinson (E. S.) and Nelson (J. M.). — The Tyrosine-Tyrosinase Reaction and aerobic Plant Respiration. *Arch. Biochem., 4*, 111, 1944.
25. — Fahraeus (G.). — On the oxydation of phenolic compounds by wood-rotting Fungi. *Roy. Agric. Colleg. Sweden (Ann.), 16*, 618-629, 1949.
26. — Bourquelot (Em.). — Action du ferment soluble oxydant des champignons sur les phénols insolubles dans l'eau. *C. R. Ac. Sc., 123*, 423-425, 1896.
27. — Sumner (J. B.) and Somers (G.-F.). — Chemistry and methods of Enzymes. New-York, 1947.
28. — Gregg (D. C.) and Nelson (J. M.). — The action of tyrosinase on hydroquinone. *J. Am. Chem. Soc., 62* (9), 2510-2512, 1940.
29. — Bourquelot. — Influence de la réaction du milieu sur l'action du ferment oxydant des Champignons. *C. R. Ac. Sc., 123*, 260-263, 1896.
30. — *Id.* — Des composés oxydables sous l'influence du ferment oxydant des Champignons. *Ibid., 123*, 315--317, 1896.
31. — Gregg (D. C.) and Miller (W. H.). — A laccase from the wild mushroom, *Russula foetens. J. Am. Chem. Soc., 62* (6), 1374-1379, 1940.
32. — Nutman (F. J.). — Studies of wood-destroying Fungi, I, *Polyporus hispidus* (Fr.). *Ann. Appl. Biol., 16*, 40-64, 1929.
33. — Kitajima (K.). — Studies on the « Mizogusare-byo » of living « Hiba » (*Thujopsis dolabrata* S. et Z.), caused by *Fomes robustus* Karst. *Imp. For. Exper. St. Tokyo (Bull.), 31*, 41-62, 1931.
34. — Yamamoto (K.). — Uber den Nachweis von Oxydasen bei holzzerstörenden Pilzen. *Forsch. auf d. Geb. d. Pflanzenkrank.* Kyoto (Japan), *1*, 168-174, 1931.
35. — Yamano (Y.). — Sci. Rep. Tôhoku Imp. Univ., 4, *Biol., 6*, 199, 1931.
36. — Hemmi (T.) et Kurata (S.). — Forsch. auf d. Geb. d. Pflanzenkrankh., *1*, 206, 1931.
37. — Hirayama (S.). — On the oxydase and the dehydrase in phytopathogenic fungi. *Proc. Imp. Acad., 9*, 639-642, 1933.
38. — Venkatarayan (S. V.). — The biology of *Ganoderma lucidum* on areca and cocoanut palms. *Phytopath., 26*, 153-175, 1936.
39. — Montgomery (H. B. S.). — A Study of *Fomes fraxineus* and its effects on ashwood. *Ann. Appl. Biol., 23*, 465-486, 1936.

40. — MacDonald (J. A.). — A Study of *Polyporus betulinus* (*Bull.*), Fries. *Ibid.*, *24*, 289-310, 1937.
41. — La Fuze (H. H.). — Nutritional characteristics of certain wood destroying Fungi, *Polyporus betulinus* Fr., *Fomes pinicola* (Fr.) Cooke, and *Polystictus versicolor* Fr. *Plant Physiology*, *12*, 625, 1937.
42. — Campbell (W. A.). — The cultural characteristics of the species of *Fomes*. *Torrey Bot. Club* (*Bull.*), *65* (1), 31-69, 1938.
43. — Davidson (R. W.), Campbell (W. A.) and Blaisdell (D. J.). — Differentiation of wood-decaying fungi by their reactions on gallic or tannic acid medium. *J. Agr. Research*, *57*, 683-695, 1938.
44. — Garren (K. H.). — Studies on *Polyporus abietinus*, I. The enzyme-producing ability of the fungus. *Phytopath.*, *28*, 839-845, 1938.
45. — Cartwright (K. St. G.) and Findlay (W. P. K.). — Decay of timber and its prevention. His Majesty's Stationery Office, London, 1946.
46. — Nobles (M. K.). — Studies in forest Pathology VI. — Identification of cultures of wood-rotting Fungi. *Canadian J. of Res.*, C *26*, 281-431, 1948.
47. — Lindeberg (G.). — Some Properties of the Catecholases of Litter-decomposing and Parasitic Hymenomycetes. *Physiologia Plantarum*, *1*, 401-409, 1948.
48. — Buller (A. H. R.). — The Enzymes of *Polyporus squamosus* Huds. *Ann. Bot.*, *20*, 49-59, 1906.
49. — Bayliss (J. S.). — The Biology of *Polistictus versicolor* (Fr.). *Journ. Econ. Biol.*, *3*, 1-24, 1908.
50. — Zeller (S. M.). — *Lenzites saepiaria* Fries with special reference to Enzyme activity. *Mo Bot. Garden* (*Ann.*), *3*, 439-512, 1916.
51. — Dodge (C. W.). — Tyrosin in the Fungi : Chemistry and methods of studying the Tyrosinase Reaction. *Ibid.*, *6*, 71-92, 1919.
52. — Mayo (J. K.). — The enzymes of *Stereum purpureum*. *New. Phytol.*, *24*, 162-171, 1925.
53. — Lanphère (W. M.). — Enzymes of the rhizomorphs of *Armillaria mellea*. *Phytopath.*, *24*, 1244-1249, 1934.
54. — Bose (S. R.) et Sarkar (S. N.). — *Proc. Roy. Soc. London*, B *123*, 193, 1937.
55. — Legrand (G.). — Contribution à l'étude des diastases oxydantes chez les Champignons Basidiomycètes. Thèse Paris, 1945.
56. — Law (K.). — Phenol oxydases in some woodrotting Fungi. *Ann. of Bot.*, *14*, 69-78, 1950.
57. — Bataille (F.). — Les réactions macrochimiques chez les Champignons, 172 p. Paris, 1948.
58. — Chodat (R.). — Darstellung und Nachweis von Oxydasen und Katalasen pflanzlicher und tierischer Herkunft. Methoden ihrer Anwendung. *Abderhalden Handb. Biol. Arbeitsmethoden* (4), *1* (1), 319-410, 1936.

Observations cytologiques sur les Ascomycètes du genre Pleurage Fr.

Par M. et Mme FERNAND MOREAU (Caen)

■

Nous avons exposé récemment (1) nos observations sur le développement du *Triangularia Bambusae;* elles confirment l'opinion des auteurs (van Beyma (2), Cl. Moreau (3)), qui y voient un genre proche des *Sordaria, Pleurage* et affines.

Toutefois une différence importante paraît séparer les ascospores du *Triangularia* de celles des *Pleurage* telles qu'on les décrit (de Bary (4), Wolf (5), Rizet (6)) jusqu'ici.

On admet que chez les *Pleurage,* où les spores renflent de bonne heure leur extrémité la plus proche du sommet de l'asque tandis que l'autre demeure étroite et cylindracée, cette dernière se vide de son contenu en faveur de la partie élargie qui se sépare d'elle par une cloison, épaissit et obscurcit sa membrane, devient alors la véritable spore, auprès de laquelle la partie cylindracée fait figure d'appendice. Cet appendice appelé appendice primaire pour le distinguer d'autres formations appelées appendices secondaires, d'une nature différente, mucilagineuses — et dont il ne sera pas autrement question dans ce travail — se présente ainsi, d'après les auteurs, comme une annexe de la spore privée de son contenu dès son individualisation et n'ayant par suite aucunement la valeur d'une cellule.

A ces spores appendiculées des *Pleurage* nous avons comparé les spores de forme trigone du *Triangularia,* noires comme elles et présentant une annexe hyaline qui borde le plus petit côté de la spore, vers la base de l'asque; nous avons décrit cette formation incolore comme une véritable cellule : elle est pourvue à l'origine d'un protoplasme et d'un noyau qui disparaissent bientôt en dégénérant sur place.

Alors que la spore des *Pleurage* apparaît comme une spore unicellulaire que prolonge un appendice qui n'a pas la valeur d'une cellule, la spore du *Triangularia* est une spore bicellulaire, aux

deux cellules inégales, dont l'une, la plus petite, la plus proche de la base de l'asque, celle dont le contenu dégénère, demeure incolore et vide auprès de sa sœur privilégiée.

Cette dissemblance entre les spores de deux genres qui paraissent proches l'un de l'autre devait nous inviter à reprendre l'histoire de la spore des *Pleurage*.

Profitant du matériel dont nous disposions nous avons étudié le développement complet de ces Champignons.

Nos recherches ont porté sur deux espèces : l'une, le *Pleurage anserina* (Rabenhorst) Kuntze, nous vient de M. Rizet, à qui elle a fourni l'occasion d'études génétiques; l'autre, le *Pleurage setosa* (Fuckel) Kuntze, a été isolée par M. et Mme Cl. Moreau à partir d'un tronc de *Coffea canephora* récolté à Issia (Côte d'Ivoire) par M. Jacques-Félix, elle est déposée dans la Mycothèque du Muséum national d'Histoire naturelle de Paris.

Quelques mémoires ont été consacrés à des formes affines : *Sordaria fimicola* (Dangeard (7), Satina (8), Piehl (9), Page (10), Greis (11), Ritchie (12)), *Sordaria macrospora, S. uvicola* et *S. Brefeldii* (Dengler (13)), et une brève étude de Dangeard (7), porte sur le « *Podospora hirsuta* », aux asques à 128 spores comme le *P. setosa*, dont il est peut-être inséparable (Cl. Moreau (3)).

Les résultats que nous obtenons chez nos *Pleurage* rappellent de très près ceux que nous avons décrits chez le *Triangularia;* ils sont de nature à resserrer les liens qui unissent les deux genres.

Le mycélium.

Le mycélium des *Pleurage*, comme celui du *Triangularia*, est formé d'hyphes ramifiés, cloisonnés, aux compartiments uni- ou plurinucléés, et il montre des synapses au niveau des cloisons transversales.

Les conidies.

Le *Pleurage anserina* nous a fourni dans certaines cultures d'abondantes conidies. Elles naissent sur les filaments ordinaires ou sur des conidiophores à cellules courtes, dressés, rameux, aux ramifications divariquées, à membrane légèrement cutinisée. Les conidies, de petite taille, arrondies ou ovoïdes, munies d'un tout petit noyau, sont formées directement sur le flanc des filaments conidifères ou sont portées par des phialides terminales ou laté-

rales, pourvues ou non d'une cloison à leur base : le plus fréquemment, la phialospore naît non exactement au sommet de la phialide mais un peu en deçà. La première qui se détache abandonne sur le filament sporifère ou sur la phialide une minuscule collerette, de laquelle peuvent sortir successivement plusieurs autres spores; il arrive que l'une d'elles en se développant repousse la précédente qui n'a pas encore quitté la collerette maternelle.

Ces conidies sont semblables à celles qui ont été rencontrées par Dangeard (7) chez le *P. hirsuta*, par Cl. Moreau (3) et nous-mêmes (1) chez le *Triangularia*, par Dodge (14) chez les *Neurospora*, par Cain (15) chez le *Gelasinospora adjuncta*.

Nous ne les avons vues prendre part à aucun phénomène qui rappelle une fécondation, une spermatisation, ou dihaploïdisation; les périthèces semblent se développer sans leur intervention.

Les périthèces.

Le développement du périthèce des *Pleurage* ressemble à celui du *Triangularia*.

Un ascogone enroulé, aux cellules uninucléées, qu'entourent bientôt des hyphes recouvrants nés du pédicelle de l'ascogone ou de la branche mycélienne qui le porte, accroît le volume et le nombre de ses éléments, qui demeurent uninucléés ou deviennent binucléés. Les hyphes ascogènes, qu'on observe à la base des paraphyses, ne montrent pas de chaînes de cellules à deux noyaux; la dicaryophase paraît très réduite, peut-être même la cellule du crochet qui prélude à la formation de l'asque est-elle souvent la première cellule binucléée du développement. Les figures que nous avons rencontrées rappellent celles que Ritchie (12) a représentées pour le *Sordaria fimicola*.

La structure de la paroi périthéciale et l'histoire des paraphyses sont conformes à ce que nous a montré le *Triangularia Bambusae*.

Dans cette espèce, la formation des asques était précédée d'une courte dicaryophase; celle-ci paraît extrêmement réduite chez les *Pleurage* : sur une coupe, les cellules binucléées des hyphes ascogènes sont éparses à la base du périthèce; dans chaque cas particulier il est bien difficile de dire si elles appartiennent à une dicaryophase ou s'il s'agit de cellules de la haplophase qui viennent de diviser leur noyau, ou encore de cellules apicales de crochets ascogènes, et même de cellules sous-jacentes aux asques,

résultant de la fusion de la cellule ultime et de l'anté-pénultième cellule du crochet; la dicaryophase, si elle est réellement existante, ne peut dépasser l'étendue d'une courte chaîne de quelques cellules.

Il n'est pas rare de rencontrer de tout petits périthèces qui sous une enveloppe mince montrent exclusivement quelques grandes cellules ascogoniales, disposées parfois en un arc d'un quart de circonférence et pourvues d'un noyau volumineux ou de deux gros noyaux. Ces cellules hypertrophiées ont ordinairement leur protoplasme vacuolisé comme l'est celui des hyphes ascogènes; nous y voyons l'indice d'une évolution rapide de l'ascogone, conduisant à une formation précoce d'asques.

A ces phénomènes de développement accéléré s'opposent des phénomènes d'inhibition. Dans de nombreux cas, l'ascogone dégénère à un stade plus ou moins avancé; les fructifications forment alors des bulbilles ou des tubercules, des périthèces stériles, constitués d'un tissu massif pseudoparenchymateux ou creusés d'une cavité qu'entourent des paraphyses, ou même une simple enveloppe de pseudoparenchyme.

Les ascospores.

Les asques, nés selon le mode en crochet, sont le siège de mitoses successives, au cours desquelles il nous a paru que le nombre haploïde de chromosomes peut être évalué à quatre.

Chez le *Pleurage anserina* (Fig. 1), on observe trois mitoses du noyau de fusion. Elles pourvoient l'asque de huit noyaux; mais quatre ascospores seulement y sont ordinairement délimitées, chacune d'elles englobant deux noyaux (*a*).

Les jeunes spores affectent une forme cylindracée; leur protoplasme est homogène et les deux noyaux en occupent le centre, disposés suivant une ligne sensiblement parallèle à l'axe. Elles deviennent bientôt larmiformes, puis en massue, la partie renflée étant habituellement du côté du sommet de l'asque. La tête de la massue grandit et l'état binucléé de la spore dure longtemps.

Un peu avant la maturité, le protoplasme après fixation prend un aspect réticulé et les deux noyaux se divisent. En général, ces



Fig. 1. — Ascospores du *Pleurage anserina.*

a, Spores très jeunes.
b, Spores plus âgées; les deux noyaux se sont divisés.
c, *d*, Spores devenues bicellulaires.
e, Noyau et protoplasme en voie de disparition dans le jeune appendice.
f, Spore proprement dite et appendice vide.
g, *h*, *i*, Trois spores à maturité; en *g*, un pore germinatif apical est visible.
k, Jeunes spores multinucléées.

(Gr. : 1 000 environ.)

divisions orientent leurs fuseaux à angle droit; aussi trouve-t-on les quatre noyaux auxquels elles donnent naissance aux sommets d'un tétraèdre approximativement régulier : l'un des fuseaux, celui qui est fourni par le noyau le plus proche de la portion étroite qui constituera l'appendice est souvent parallèle à l'axe

de la spore, de sorte que l'un des noyaux-fils se trouve engagé dans le futur appendice; les trois autres sont placés vers le centre de la région renflée (*b*). A la base de celle-ci, une cloison apparaît sous la forme d'une membrane annulaire qui isole le noyau situé dans la partie cylindrique. La spore comprend alors deux cellules: une cellule allongée, uninucléée, l'appendice primaire jeune, et une cellule renflée, elliptique, pourvue de trois noyaux, qui est la spore proprement dite (*c*, *d*).

Les cloisonnements des quatre spores d'un même asque s'effectuent fréquemment sans un synchronisme parfait : la spore la plus proche du sommet est souvent en avance sur les autres.

Dans la cellule appendiculaire, le protoplasme s'appauvrit et le noyau dégénère (*e*), de sorte que l'appendice se montre finalement dépourvu de tout contenu organisé (*f*).

La cellule renflée demeure la seule partie vivante de la spore; elle cutinise la partie externe de sa paroi et laisse voir un pore germinatif à son extrémité apicale (*g*).

Très fréquemment, les noyaux de cette cellule fertile subissent des divisions qui portent leur nombre à six ou huit (*h*, *i*), tout comme dans la cellule fertile de la spore du *Triangularia*.

Exceptionnellement, il arrive que ces divisions nucléaires s'effectuent dans une spore encore jeune; les noyaux qui en résultent, au nombre de huit ou d'une quinzaine, sont alors répandus dans tout le protoplasme sporaire, tant dans la partie renflée que dans la partie étroite (*k*). Nous n'avons pu suivre la destinée de telles spores, nous les considérons comme des spores commençant de bonne heure leur entrée en végétation; Rizet (6) a en effet observé que des spores immatures sont capables de germer et qu'elles germent à leurs deux extrémités.

Chez le *Pleurage setosa* (Fig. 2), le noyau de fusion subit dans l'asque sept mitoses successives, qui élèvent le nombre des noyaux à 128. A l'issue de ces divisions, les 128 noyaux sont répartis à la périphérie de l'asque, dans la couche protoplasmique sous-jacente à la membrane. C'est là qu'autour de chacun d'eux se délimite en général une spore, sous la forme d'une baguette étroite qui renferme vers son milieu le noyau unique (*a*, en haut).

Il n'est pas rare que le nombre des spores d'un asque soit inférieur à 128, par suite de l'investissement par une membrane sporaire de deux ou plusieurs noyaux (*a*, en bas); de telles spores sont plus grandes que les spores ordinaires. Assez souvent on

trouve ainsi, surtout vers la base des asques, des spores renfermant dès leur origine jusqu'à 20 noyaux, et même 25 ou 27 dans des cas extrêmes.



Fig. 2. — Ascospores du *Pleurage setosa.*

a, en haut : trois jeunes spores normales; en bas : deux spores ayant englobé plusieurs noyaux.
b, Spores plus âgées.
c, Le noyau s'est divisé.
d, Spores devenues bicellulaires.
e, Noyau et protoplasme dégénérant dans le jeune appendice.
f, Le noyau de la spore proprement dite s'est divisé; celle de gauche est pourvue d'un appendice vide et elle présente un pore germinatif apical.
g, Spore dont l'appendice montre deux petits noyaux.
h, *i*, *k*, Spores à deux appendices.
l, Spore géante à appendice cutinisé, sombre, et muni d'un pore terminal, comme la spore proprement dite.
m, Deux spores cloisonnées transversalement.

(Gr. : 1 000 environ.)

Il arrive aussi, surtout dans la partie inférieure de l'asque, que quelques noyaux qui n'ont pas été utilisés à la formation de spores gisent dans l'épiplasme, où ils dégénèrent.

Comme les noyaux autour desquels elles se sont individualisées, les jeunes spores demeurent quelque temps en position périphérique, et elles se montrent souvent orientées parallèlement les unes aux autres. Si on examine un asque dans toute sa longueur en faisant varier la mise au point du microscope, on peut voir par exemple que dans un plan élevé toutes les spores observables sont orientées dans une même direction, oblique à l'axe de l'asque; que dans un plan un peu plus profond tout le centre de l'asque est occupé par un épiplasme dépourvu de spores, et que dans un plan très profond les spores visibles sont à nouveau orientées parallèlement à une même direction, oblique à l'axe de l'asque mais symétrique de la précédente par rapport à lui. Les spores sont donc disposées à la périphérie de l'asque suivant des hélices, et celles-ci paraissent dextres ou senestres selon les asques.

On peut supposer qu'une telle disposition est en rapport avec des courants protoplasmiques hélicoïdaux — comme ceux qu'on connaît dans le sporangiophore du *Phycomyces* par exemple — qui orienteraient les spores à la périphérie de l'épiplasme. Des figures anciennes, données par Rehm (16), de l'*Helotium serotinum*, du *Naemacyclus niveus* ou du *Coccophacidium Pini*, montrent une distribution des spores dans l'asque qui invite à croire à l'existence de semblables courants.

De bonne heure, la spore du *Pl. setosa* change de forme, dilatant son extrémité la plus voisine du sommet de l'asque; son noyau est placé dans la région infundibuliforme qui fait communiquer la portion renflée et la partie cylindracée (*b*). Ce noyau se divise (*c*); l'un des noyaux-fils se rend dans le cylindre, l'autre émigre vers le centre du renflement. Une cloison apparaît alors (*d*); elle sépare une cellule large qui deviendra la spore proprement dite et une cellule étroite qui constituera l'appendice. Tandis que la première épaissit sa membrane dont la couche superficielle s'obscurcit, la seconde demeure hyaline; en outre, son noyau dégénère et son protoplasme disparaît (*e*).

Au cours de la maturation, le noyau de la spore se divise souvent plusieurs fois, de sorte que la spore âgée est fréquemment plurinucléée (*f*). Elle se montre pourvue d'un pore germinatif apical.

Dans cette espèce, quelques variantes s'observent accidentellement. On les rencontre le plus souvent à la base de l'asque et elles intéressent des spores monstrueuses :

L'appendice jeune peut contenir plusieurs noyaux. Une spore renfermait quatre noyaux dans la cellule principale et deux noyaux dans l'appendice (*g*); celui-ci présentait une large base.

Deux appendices primaires au lieu d'un sont parfois formés. Une spore binucléée offrait à chaque bout une surface plane et le vestige d'un appendice hyalin (*h*). Une spore à trois noyaux possédait un appendice normal, avec un noyau en dégénérescence, et, à l'extrémité opposée, une manchette qui représentait un appendice flétri (*i*). Une autre montrait à côté de l'appendice un diverticule latéral contenant comme lui un tout petit noyau en voie de disparition (*k*).

L'appendice peut s'obscurcir en cutinisant sa membrane et présenter un pore germinatif apical comme la spore proprement dite. Une spore géante, pourvue d'une vingtaine de noyaux, s'était divisée en deux cellules égales par une cloison annulaire incomplète, ménageant une large communication entre les deux régions qui correspondent à la spore proprement dite et à son appendice; l'une et l'autre avaient une membrane cutinisée pigmentée et toutes les deux offraient un pore à l'extrémité (*l*).

Une autre spore volumineuse a montré plusieurs pores germinatifs qui paraissaient distribués au hasard sur sa surface.

Exceptionnellement, la partie sombre de la spore se divise en deux par une cloison transversale (*m*).

Conclusions

L'histoire du développement du périthèce des *Pleurage* permet de les ranger parmi les Ascohyméniales, au sein des Eu-Pyrénomycètes du type sphaeriacé.

L'ascogone enroulé, aux cellules en principe uninucléées, donne naissance à des hyphes ascogènes de structure surtout uninucléée. Quelques cellules binucléées s'observent çà et là sans jamais constituer une chaîne évidente. La dicaryophase est très courte et paraît même pouvoir se réduire à la seule cellule binucléée qui forme le crochet de l'asque.

Les spores, tant dans le *Pleurage anserina*, aux asques tétrasporés, que chez le *Pl. setosa*, aux asques pourvus de 128 spores,

naissent unicellulaires, deviennent bicellulaires et se présentent à maturité avec un appendice qui n'est autre que l'une des cellules résultant de la division de la spore primitive; l'appendice primaire est une cellule-sœur de la cellule fertile; il convient de décrire la spore des *Pleurage* comme une spore bicellulaire à deux cellules dissemblables.

Ces caractères placent le genre *Pleurage* très près du *Triangularia*.

L'histoire et la structure de l'enveloppe périthéciale sont les mêmes dans les deux genres.

Le développement de leur formation ascosporée est semblable, avec une réduction de la dicaryophase chez les *Pleurage*.

Dans les deux genres, les spores deviennent bicellulaires, et dans la cellule la plus proche de la base de l'asque le noyau et le protoplasme disparaissent; cette cellule constitue de ce fait une simple annexe de la cellule fertile. La cellule plate, incolore, de la spore du *Triangularia* est strictement homologue de l'appendice primaire des *Pleurage*.

Le *Pleurage anserina* est homothallique; il est légitime de tenir la jeune spore binucléée pour hétérocaryotique. Après la division de ses deux noyaux, elle renferme en principe quatre noyaux de deux types génétiquement différents, comme les deux noyaux primitifs. Quand l'un d'eux a disparu dans l'appendice, les deux types sont représentés dans la spore d'une manière inégale, et l'équilibre hétérocaryotique de cette spore et du mycélium issu d'elle en est troublé. Un certain nombre des phénomènes étudiés par Rizet et Engelmann (17) concernant la génétique du *Pl. anserina* mériteront d'être revus à la lumière des observations nouvelles que nous présentons.

BIBLIOGRAPHIE

(1) MOREAU (F. et Mme). — Etude du développement du *Triangularia Bambusae* (van Beyma) Boedijn (*Rev. de Myc.*, t. XV, p. 146-158, 1950).

(2) BEYMA THOE KINGMA (F. H. van). — Beschreibung einiger neuer Pilzarten aus dem Centraalbureau voor Schimmelcultures II. (*Zentrbl. f. Bakter.*, Abt. 2, t. LXXXII, p. 237-244, 1933.)

(3) MOREAU (Cl.). — Les Sordariacées (Thèse Sciences, Paris, 201 p., 30 mars 1950).

(4) BARY (A. DE). — Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze, Mycetozoen und Bacterien (Leipzig, Engelmann, p. 111, 1884).
(5) WOLF (F. A.). — Spore formation in *Podospora anserina* (Rabh.) Winter (*Ann. Myç.*, t. X, p. 60-64, 1912).
(6) RIZET (G.). — Recherches sur la génétique des Ascomycètes. Etude expérimentale du *Podospora anserina* (Thèse Sciences, Paris, 205 p., 1948).
(7) DANGEARD (P. A.). — Recherches sur le développement du périthèce chez les Ascomycètes (*Le Botaniste*, t. X, 385 p., 1907).
(8) SATINA (S.). — Studies in the development of certain species of Sordariaceae (*Bull. Soc. Nat. Moscou*, t. XXX, p. 106-142, 1916).
(9) PIEHL (A. E.). — The cytology and morphology of *Sordaria fimicola* Ces. et de Not. (*Trans. Wisc. Acad. Sc. Arts and Letters*, t. XXIV, p. 323-341, 1929).
(10) PAGE (W.). — A contribution to the life-history of *Sordaria fimicola* (four-spored form) with special reference to the abnormal spores (*Trans. Brit. Myc. Soc.*, t. XVII, p. 296-301, 1933).
(11) GREIS (H.). — Entwicklungsgeschichte von *Sordaria fimicola* (*Bot. Arch.*, t. XXXVIII, p. 113-151, 1936).
(12) RITCHIE (D.). — The morphology of the perithecium of *Sordaria fimicola* (*J. Elisha Mitchell Sc. Soc.*, t. LIII, p. 334, 1937).
(13) DENGLER (I.). — Entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen an *Sordaria macrospora* Auersw., *S. uvicola* Viala et Mars. und *S. Brefeldi* Zopf. (*Jahrb. f. wiss. Bot.*, t. LXXXIV, p. 427-448, 1937).
(14) DODGE (B. O.). — The non-sexual and the sexual functions of microconidia of *Neurospora* (*Bull. of the Torrey bot. Club*, t. LIX, p. 347-360, 1942).
(15) CAIN (R. F.). — Studies of coprophilous Ascomycetes. I. *Gelasinospora* (*Can. Journ. of Research*, C, t. XXVIII, p. 566-576, 1950).
(16) REHM (H.). — Die Pilze III. Ascomyceten : Hysteriaceen und Discomyceten (in Rabenhorst's Kryptogamenflora, 2te Aufl., Leipzig, p. 89, 125 et 770, 1896).
(17) RIZET (G.) et ENGELMANN (Cl.). — Contribution à l'étude génétique d'un Ascomycète tétrasporé, *Podospora anserina* (Ces.) Rehm. (*Rev. de Cytol. et de Biol. végétales*, t. XI, p. 201-304, 1949).

Septoriose
du Teucrium cravense Maire, Mol. et Tal.

Par P. BERNAUX (Montpellier)

■

Cette nouvelle espèce de labiée a été récemment décrite (1); elle a été trouvée par Molinier et Tallon en 1946 dans une mare temporaire de la plaine de Crau (Bouches-du-Rhône).

M. le Pr Delmas nous a apporté (2), le 21 mai 1951, de cette station, des individus dont les feuilles portaient des macules brun-gris avec des pycnides.

Les feuilles présentent de petites macules d'environ 3 mm. de diamètre (Fig. 1). Ces macules peuvent confluer et envahir toute la surface de la feuille qui meurt. Les pycnides se trouvent au centre de chacune de ces taches qui sont limitées par une bordure rougeâtre. L'attaque commence par les feuilles de la base et progresse d'une façon basifuge.

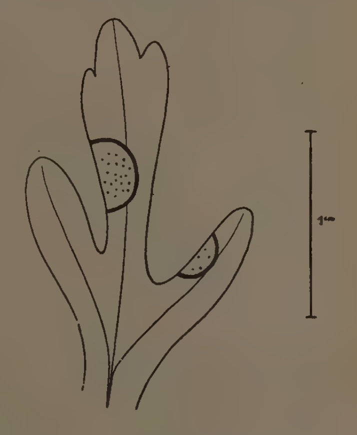


Fig. 1. — *Septoria cravensis* n. sp. sur feuille de *Teucrium cravense* M. M. et T.

Des observations postérieures (6 juillet 1951), alors que les *Teucrium* avaient fleuri et avaient déjà formé en grande partie leurs graines, nous ont révélé l'attaque du parasite avec présence de pycnides sur les bractées et sur le calice. Cette dernière localisation doit jouer un rôle dans la transmission de la maladie. En

---

(1) R. Maire, R. Molinier et G. Tallon. — Une labiée nouvelle de la flore française. *Bull. Soc. Bot. Fr.*, 1947, 7-8, p. 215-219, 1 pl.

(2) Nous remercions bien vivement M. Delmas, Professeur à l'Ecole Nationale d'Agriculture qui nous a rapporté ce *Teucrium* parasité.

effet, les pycnides se trouvent sur la partie sèche, sur les deux faces des organes attaqués (sur les sépales les conidies émises infectent extérieurement les graines). Les pycnides sous-épidermiques (Fig. 2) sont petites, légèrement aplaties (60-85 × 57-75 µ); elles contiennent des conidies allongées, 28-40 × 1,5 µ avec trois cloisons (Fig. 3).

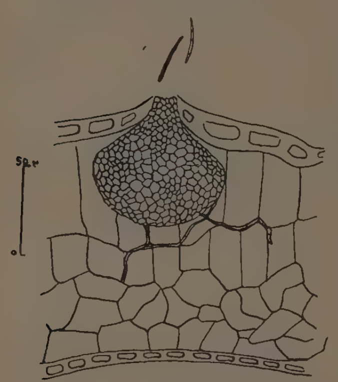


Fig. 2. — Pycnide de *Septoria cravensis.*

Nous classons ce champignon dans le genre *Septoria.*

Nous avons relevé trois *Septoria* décrits sur le genre *Teucrium :* Nous les rassemblons dans le tableau ci-joint :

Par les dimensions des conidies, notre échantillon se rapprocherait de *Septoria scorodoniae* Pass.; mais celui-ci possède des conidies unicellulaires.

Nous sommes donc en présence d'une espèce nouvelle : *S. cravensis : maculis amphigenis totam foliam invadentibus, griseo-brunneis; Pycnidiis amphigenis, parvis* (60-85 × 57-75 µ); — *conidiis elongatis* 28-40 × 1,5 µ, 3 *septatis.*

***

Le *T. cravense* forme un peuplement dont la biologie est spécifique. Il a de plus une aire très localisée. Nous ne savons pas si le parasite inféodé à ce peuplement possède, lui aussi, une biologie spécifique. Il est possible que ce parasite existe sur d'autres *Teucrium;* en particulier, la prospection des peuplements, en France, de *T. Scordium* L. lié aux lavognes des Causses et donc de biologie voisine de celle des mares temporaires de Crau, serait utile. De même les peuplements de *T. campanulatum* L. des dépressions inondées d'Afrique du Nord, d'Italie et d'Espagne se rapprochant beaucoup selon Maire, Molinier et Tallon (3) du *T. cravense* seraient à prospecter.

La répartition du champignon sur tous les organes chlorophyl-

(3) Maire R., Molinier R. et Tallon G. — Une labiée inédite de la flore française. *C. R. Acad. Sc.,* t. 224, n° 16, 1947, p. 1132-1133.

Septoria	Tâches	Pycnides	Conidies		*Teucrium*	Répartition	Référence
			forme	dimensions µ			
Teucrii Sacc.	Circulaires, petites, blanchissant, bordées de fauve.	épiphylles, lenticulaires, punctiformes, 90 µ	bacillaires, courbes, obtuses. — Plusieurs gouttes, difficilement visibles.	35 × 2	*chamaedrys* L.	Italie	Sacc. III. 541 Rab. VI. 867
Teucriicola Brun.	arrondies, brunes ou brun-gris, petites, entourées de brun ou de pourpre foncé.	punctiformes, éparses.	oblongues, filiformes, hyalines; 4 gouttes.	15 × 3	*chamaedrys* L.	France	Sacc. XIV. 975 Rab. VI. 867
Scorodoniae Pass.	petites, subcirculaires, principalement épiphylles, perforant la feuille.	petites, lenticulaires, 80 µ	bacillaires, obtuses, unicellulaires, hyalines.	28-36 × 1-1,3	*scorodonia* L. sur F. languissantes	France	Sacc. III. 540 Rab. VI. 867

liens et, jusque sur le calice, laisse prévoir que la transmission de la maladie se fait, soit par les graines dont le tégument est très rugueux (infection extérieure), soit par l'intermédiaire des organes parasités tombés sur le sol.

Le problème de la conservation de ce parasite se pose, en raison de la biologie de ce *Teucrium:* en effet, c'est une plante annuelle, vivant dans les mares temporaires de la plaine de la Crau et qui n'apparaît que lorsque les précipitations sont suffisamment abondantes pour remplir ces dépressions. C'est une plante à germination hétérochrone (4), ce qui lui permet d'attendre que les conditions du milieu soient favorables à sa germination. Si la plante a des éclipses de plusieurs années, en est-il de même pour le parasite? Que devient-il pendant les années sèches et combien de temps peut-il se conserver? La conservation a-t-elle lieu sous la forme conidienne ou bien une forme parfaite se différencie-t-elle lorsque les conditions sont favorables? Autant de questions qui restent à résoudre; d'où l'intérêt de rechercher ce parasite sur d'autres matrices, ce qui fait partie de notre programme.

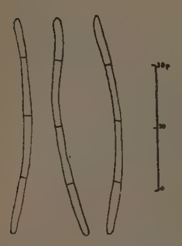


Fig. 3. — Conidies de *Septoria cravensis* n. sp.

Juillet 1951.

Laboratoire annexé à la Chaire de Botanique de l'Ecole Nationale d'Agriculture de Montpellier.

(4) Echelonnée dans le temps : c'est le cas de toutes les graines dures.

Les espèces françaises du genre Leucocoprinus

PREMIÈRE PARTIE : Section *PROCERÆ*

Par Marcel LOCQUIN (Paris)

(Pl. hors-texte IV)

■

Nous prenons ici le genre *Leucocoprinus* au sens de Heim et Romagnesi en en excluant par conséquent d'une part les *Hiatula* membraneux et fragiles, d'autre part les *Lepiota* vrais (= *Lepiotula* ss. R. Maire).

Ainsi défini ce genre nous semble bien homogène. Tout au plus pourrait-on hésiter quant à la position de *L. Badhamii* d'une part et des Lépiotes du groupe *naucinus* d'autre part. Nous renvoyons à la deuxième partie de ce travail pour la discussion de ce dernier groupe et la bibliographie.

Genre **Leucocoprinus** (Pat.) Heim et Romagnesi.

Espèces le plus souvent de grande taille, non fugaces; *chapeau* central, orbiculaire, souvent mamelonné, au moins à la fin; *marge* droite, soudée plus ou moins longtemps à un collier membraneux, non striée; *revêtement* séparable ou non, non hygrophane, uni ou orné, blanc, blanchâtre, ocracé ou brunâtre, sans teintes vives; *chair* épaisse, ferme, blanche ou blanchâtre à l'origine; *pied* bien séparable, presque toujours bulbeux et creux, uni ou orné; *collier* développé, membraneux, persistant sous forme d'une bague mobile; *voile primordial* en forme de volve blanche, très fugace; *lames* libres ou distantes, blanches ou très pâles; *mycélium* blanc; *sporée* blanchâtre ou faiblement teintée d'ocre, de rose, de brunâtre ou de verdâtre; *cuticule* palissadique, plus ou moins cohérente; *pigment* le plus souvent de membrane; *hyphes* bouclées ou non; *voile primordial* finement filamenteux fugace; *trame* des lames régulière ou emmêlée; *sous-hyménium* celluleux ou cellulorameux; pas de pseudoparaphyses; *poils d'arête* présents; pleurocystides nulles; *spores* de forme variable, mais le plus souvent ellipsoïdes ou subamygdaliformes, à mem-

brane épaisse et réfringente de structure complexe : épispore épaisse, lisse, colorée en brun acajou par l'iode, périspore à déhiscence granuleuse, endospore seule métachromatique, sporopore plus ou moins différencié; de taille le plus souvent moyenne ou grande; exospore gonflable par le procédé acétoacétique.

Espèce type : *Leucocoprinus procerus* (Scop. ex Fries) Pat.

Toutes les espèces ici décrites sont comestibles à l'état cuit.

Genre **Leucocoprinus.**

Clé des espèces

1. Espèces à revêtement piléique généralement coloré, rompu en écailles, plaques ou macules ou souvent excorié au bord.......................... Sect. Procerae.
1. Espèce à revêtement piléique blanc ou peu coloré, uni, granuleux ou soyeux, non excorié au bord... Sect. Naucinae.

PROCERAE (Fr.) emend. Locq.

2. Chair rougissant à la cassure, surtout à la base du pied, avec ou sans jaunissement préalable.
   3. Espèces de très grande taille à port et aspect de *L. procerus* mais rougissant intensément à la cassure; revêtement à écailles assez larges et colorées sur le fond soyeux-pelucheux coloré de la chair; pied tigré, bulbeux, coloré; anneau mobile complexe coloré.... *L. permixtus.*
   3. Espèces moins grandes n'ayant ni le port ni l'aspect de *L. procerus;* pied non tigré, ou s'il l'est, peu coloré.
      4. Espèces jaunissant plus ou moins avant de rougir, pied à bulbe fusiforme-radicant.
         5. Jaunissement faible, pied tigré, pas de collarium .... *L. biornatus.*
         5. Jaunissement intense, pied non tigré, collarium développé .... *L. Badhamii.*
      4. Espèces ne jaunissant pas avant de rougir, pas de bulbe fusiforme-radicant.
         6. Aspect et port de *L. excoriatus* mais rougissement marqué ...... *L. excoriatus* ssp. *rubescens.*
         6. Aspect et port différent.
            7. Cuticule piléique fortement rompue et colorée, anneau compliqué .... *L. rhacodes.*
            7. Cuticule moins colorée.

8. Revêtement piléique fortement rompu.... *L. rhacodes v. puellaris* (non décrite).
8. Revêtement piléique peu rompu. Aspect et port de *L. mastoideus*...... *L. coccineobasalis.*

2. Chair ne rougissant pas à la cassure : immuable ou à peine brunissante.

9. Aspect et port de *L. procerus* mais plus trapu, brun-bistre plus ou moins fuligineux; pied non tigré; chair brunissant plus ou moins............... *L. fuliginosus.*
9. Chair non brunissante; pied bulbeux.

10. Pied bulbeux et légèrement radicant; espèce peu colorée .... *L. subsquarrosus.*
10. Pied bulbeux, non radicant.

11. Espèce assez colorée; pied fortement tigré, coloré .... *L. procerus.*
11. Espèces moins colorées; pied pas ou peu tigré mais alors peu coloré.

12. Espèce de grande taille rappelant *L. procerus;* écailles piléiques nombreuses, pied non tigré .... *L. prominens.*
12. Espèces plus petites, pied légèrement chiné mais peu coloré .... *L. gracilentus.*
12. Espèces également plus petites, pied uni, peu coloré.

13. Pigment vacuolaire.. *L. affinis.*
13. Pigment non vacuolaire.

14. Cuticule excoriée au bord .... *L. excoriatus.*
14. Cuticule non excoriée.

15. Squames larges et grises .... *L. mastoideus* v. *Konradii.*
15. Squames petites et ocrées ... *L. mastoideus.*
15. Squames punctiformes, lamelles brunissantes.. *L. Heimii.*

Pour la clé des *Naucinae,* voir la 2e partie en préparation.

DESCRIPTION DES ESPECES

Leucocoprinus procerus (Scop. ex Fr.) Pat.

Agaricus procerus SCOPOLI. *Carn.*, 1772, p. 418.

Ag. procerus FRIES. *Syst. Myc.*, 1821, *1* (1) 20. -- *Hym. Eur.*, 1874, 38, p. 29.

Leucocoprinus procerus PATOUILLARD. *Essai Taxon.*, 1900.

Lepiota procera LANGE. *Fl. Ag. Dan.*, 1935, pl. 8, B.

Très nombreuses récoltes, un peu partout et dans les prés ou les couverts légers, feuillus ou conifères; été-automne. Comestible.

CHAPEAU : (D = 100-350) globuleux, très tôt mamelonné puis convexe, enfin étalé, gardant presque toujours son mamelon au disque; *revêtement* très tôt rompu en écailles individualisées et apprimées vers le disque, à bords de plus en plus retroussés vers la marge sur le fond écailleux-pelucheux de la chair, disque restant entier, mais moins largement que chez *L. rhacodes* et ridé-granuleux, brun assez foncé sur le fond blanchâtre; puis souvent brunâtre de la chair; *marge* incurvée puis droite, laciniée-pelucheuse blanchâtre; *chair* blanchâtre ou même blanche, assez ferme épaisse; *odeur* faible, agréable; saveur faible.

PIED : (H : = 100-500; d : 10-15) élevé, régulièrement atténué de bas en haut, claviforme à la base, creux, à moelle blanche, soyeuse; *chair* blanche puis brunâtre; *revêtement* tigré en dessous du collier, chinures brunes à bords un peu excoriés sur le fond plus pâle, brun et pelucheux-granuleux en haut; *collier* complexe, libre, mobile, épais, blanc en dessus, brunâtre en dessous, à marge excoriée.

LAMELLES : assez serrées (1-7 l; $\lambda\infty$), larges, insérées sur un collarium très développé, blanches puis blanc brunâtre pâle; arête finement érodée, brunissant à la longue.

SPORÉE à peu près blanche.

REVÊTEMENT PILÉIQUE : typiquement palissadique et cohérent, à hyphes assez abondamment septées, à pigment brun de membrane.

BASIDES tétrasporiques, claviformes.

TRAME subemmêlée. HYPHES bouclées.

ARÊTE stérile à cellules banales claviformes.

SPORES : assez régulièrement elliptiques, parfois un peu cylindracées $\frac{13\text{-}14\text{-}16}{8 \quad 8 \quad 10}$ µ; sporopore très net; endospore métachromatique; épispore brun acajou dans l'iode.

Observations : Cette grande espèce, qui avec *L. prominens* peut dépasser 30 cm. de diamètre, est universellement connue. On a fait remarquer qu'il pouvait paraître illogique de ne pas conserver le nom de *Lepiota* à cette espèce qui passe pour en être communément le type. Abstraction faite même de cette remarque qui paraît discutable, car le type des Lépiotes est avec autant de raisons pour certains *L. clypeolaria,* il me semble un peu paradoxal de voir cet argument mis avant par ceux-là mêmes qui se refusent à l'invoquer dans des cas où il serait d'un poids beaucoup plus grand. Avant de baptiser ou de débaptiser à la légère, songeons aux conséquences pratiques et non légales de nos actes. Songeons aussi qu'il n'est à peu près aucun des genres admis actuellement en mycologie qui soient à l'abri de telles critiques et des genres tels que *Amanita, Lepiota, Flammula, Cortinarius, Ixocomus* pour n'en citer que cinq parmi les plus connus, sont illégaux, ils devraient être remplacés par des noms nouveaux à consonnance étrange : *Venenarius, Lepiotula, Gymnopilus, Rozites, Suillus* qui eux-mêmes ne sont pas à l'abri de toute critique. Si une telle manière de faire se généralisait, il serait souhaitable, dans l'intérêt général, que les mycologues dignes de ce nom opposent le silence le plus absolu à de telles tentatives qui, d'ici peu, conduiront la mycologie à l'anarchie la plus complète.

Leucocoprinus fuliginosus (Barla) Locquin.

L. procera v, *fuliginosa* BARLA. *Ch. Alpes-Mar.*, 1888, *9*, f. 5.

L. fuliginosus LOCQUIN. *Bull. Soc. Linn. Lyon*, 1945.

Nombreuses récoltes dans la région Lyonnaise pendant tout l'automne de 1942 à 1944. Comestible.

CHAPEAU ; (D = 80-120) discontinu, séparable du pied, d'abord globuleux, puis conico-hémisphérique, à la fin convexe, avec un léger mamelon au disque; *revêtement* entier et formant une large plaque au disque où il est brun-rouge plus ou moins terne et parfois très foncé, vite diffracté ailleurs en larges plaques ou en écailles irrégulières, à bords bien tranchés, peu nombreuses et espacées, sur la chair sous-jacente pelucheuse plus ou moins foncée de brunâtre clair à fuligineuse; *marge* infléchie puis droite, régulière, entière ou légèrement fendue-laciniée, pelucheuse, brunâtre, vite plus ou moins envahie de fuligineux; *chair* blanche, épaisse, sèche, ferme, immuable, *odeur* et *saveur* peu prononcées de Lépiote.

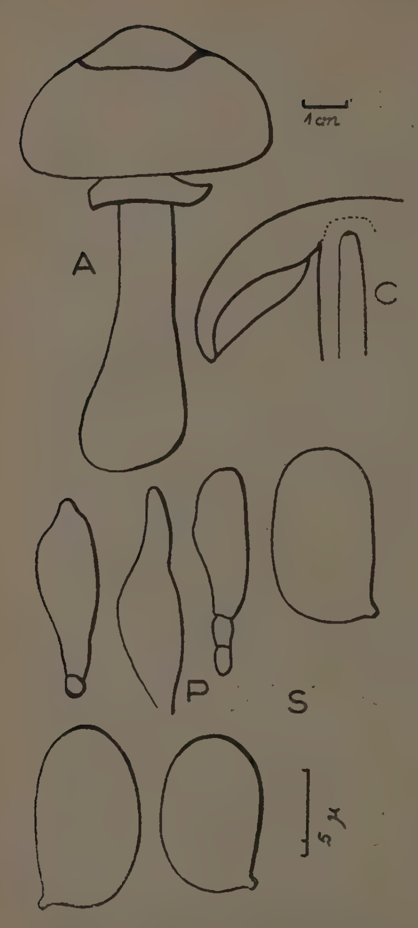


Fig. 1. — *Leucocoprinus fuliginosus*. A, carpophore; B, coupe du même; P, poils d'arête; S, spores.

Pied : (H = 90-110; d = 12-16) assez court et trapu, renflé en massue à la base, séparable, creux à moelle blanche; *chair* blanche puis envahie de cendré-fuligineux à la cassure; *revêtement* finement tomenteux jamais franchement chiné comme *L. procerus*, parfois subuni, ocre grisâtre terne à brun sale ou fuligineux brunâtre, plus foncé à la base, uni audessus de l'anneau et alors ocre pâle; *collier* du type de *L. rhacodes*, à peine coloré d'ocre en dessous, blanc en dessus, à bords entiers non floconneux mais un peu lacérés.

Lamelles : écartées du pied par un collarium, peu séparables assez serrées, inégales (1-7 l; λ∞) faces planes, crème pâle, *arête* à peine crénelée, se tachant parfois de brun clair.

Sporée : blanchâtre.

Revêtement piléique : palissadique, cohérent, à hyphes à membranes toutes extrêmement épaissies et colorées.

Chair emmêlée.

Trame des lames *à peu près* régulière; *sous-hyménium* celluleux.

Arête : entièrement stérile, avec de nombreuses cellules assez volumineuses, cylindracées ou non, avec un col plus ou moins individualisé et très épais.

Basides : tétrasporiques, claviformes.

HYPHES du stipe bouclées.

SPORES : elliptiques, parfois subcylindracées avec ou non une plage suprahilaire définie plane $\frac{13}{8}\frac{-14-}{9}\frac{15}{10}$ µ.

Fig. : 1.

Observations : Cette belle petite espèce méconnue a l'aspect d'un petit *L. procerus* trapu et dont le pied ne serait pas tigré. Elle semble plutôt méridionale et je ne l'ai jamais vue à une latitude plus nordique que celle de Paris. On ne l'a pas citée que je sache depuis Barla. Elle est très répandue en Amérique du Nord où elle est le plus souvent confondue avec *L. procerus*.

Leucocoprinus prominens (Fr.) Locquin.

Ag. procerus v. *prominens* (Fries), 1874. *Hym. Eur.*, 40, p. 30.

Lepiota prominens SACCARDO. *Sylloge*, 1887.

Une récolte dans la région Lyonnaise. Octobre 1944.

CHAPEAU : (D = 100-300) globuleux puis conico-campanulé, avec un mamelon assez large mais bien indiqué; *revêtement* à aspect de *L. procerus*, à assez petites écailles entier et méchuleux au disque qui est brun ou brun-rouge assez foncé, vite rompu en écailles souvent assez petites, irrégulières, brun à brun-rouge sur le fond brun méchuleux de la chair; *marge* méchuleuse, assez irrégulière brunâtre; *chair* blanche, assez molle, immuable, à peine brunâtre sous la cuticule, *odeur* faible, agréable; *saveur* faible.

PIED : cylindracé (H = 100-400; d = 10-30) un peu atténué au sommet, renflé en un fort bulbe à la base, creux à moelle soyeuse blanche séparable; *chair* blanche puis pelure d'oignons sous le cortex mais non rougissante, *revêtement* gris brunâtre, à peine brun rougeâtre à la base, entièrement et très finement rompu en petites macules peu visibles, mais non chiné; *collier* mobile peu compliqué; brun foncé à sa face inférieure.

LAMELLES : moyennement serrées, ventrues, brunâtre pâle, adnés à un collarium bien développé (5 l; $\lambda\infty$), faces planes; arête à peine liserée de grisâtre.

REVÊTEMENT PILÉIQUE palissadique à fort pigment de membrane parfois même incrustant; hyphes assez courtes et plus ou moins abondamment septées et ramifiées éléments de 30-40 × 5-7 µ.

HYPHES non bouclées.



Fig. 2.

Leucocoprinus prominens.
Carpophores.

Arête entièrement stérile à poils banaux claviformes, cylindracés ou sublagéniformes.

Spore : elliptique parfois un peu cylindracée à sporopore net mais non saillant, endospore métachromatique. $\frac{14\text{-}16}{8\ \ 8}$ µ.

Fig. : 2.

Observations : Cette belle espèce qui, par sa taille, se dispute le premier rang avec *L. procerus* est relativement rare en France. Elle semble plus répandue en Europe centrale. Sous son nom on trouve citées d'autres Lépiotes du même groupe et il semble difficile de donner une liste synonymique exacte.

Leucocoprinus permixtus (Barla) Locquin.

Lepiota permixta Barla, *Ch. Alp.-Marit.*, 1886.

Un apport en grande quantité à l'office mycologique, octobre 1944, région Lyonnaise.

Chapeau : (D = 100-200) globuleux puis convexe, gardant au disque un mamelon moins marqué en général que chez *L. procerus; marge* faiblement incurvée lacinée-pelucheuse blanchâtre puis brun rougeâtre cuivré par l'âge; *revêtement* : rompu en écailles assez larges et apprimées ou à peine retroussées vers la marge sur le fond érodé-pelucheux de la chair, disque entier, brun-rouge à brun madère cuivré par l'âge sur le fond blanc puis se teintant au toucher ou à la cassure rapidement de rougeâtre madère virant au brun purpurin; *odeur* et *saveur* faibles de Lépiote.

Pied : (H = 100-250; d = 7-15) élevé, atténué en haut, renflé en bulbe progressif à la base, creux à moelle blanche soyeuse, *chair* blanche se teintant rapidement de brun rougeâtre plus ou moins purpurin; *revêtement* chiné à chinures brunes sur un fond plus pâle; *collier* libre, mobile, complexe à marge excoriée.

Lamelles : assez serrées (1-6 l; λ∞) larges, insérées sur un collarium très développé, blanches puis brun rougâtre par l'âge ou au toucher; arête finement érodée.

Revêtement piléique : palissadique, à hyphes obtuses non septées, de 5-7 μ de diamètre fortement colorées par un pigment de membrane.

Arête : entièrement stérile, à poils lagéniformes ou très irrégulièrement contournés avec parfois l'ébauche d'une tête arrondie, 50-12 μ par exemple. Pas vu de boucles.

Spores : assez régulièrement et largement ovoïdes-elliptiques, $\frac{10-13}{7 \quad 9}$ μ, sporopore bien visible; périspore à déhiscence granuleuse.

Observations : Cette rarissime espèce que je n'ai jamais revue depuis l'abondant apport (un grand panier) qui fut fait en 1944 à l'Office mycologique de la Société Linnéenne de Lyon est bien caractérisée par son aspect général de *L. procerus*, sa chair rougissante et ses caractères microscopiques : revêtement, poils d'arête et spores. Il ne semble pas qu'on l'ait recueillie avec certitude depuis Barla.

Leucocoprinus rhacodes (Vittadini) Pat.

Agaricus rhacodes Vittadini. *Fung. Mang.*, 1835, p. 158, t. XX.
Leucocoprinus rhacodes Patouillard. *Essai taxon.*, 1900.
Lepiota rhacodes Quélet. *Ch. Jura*, 1872, 1, p. 70.
Lepiota rhacodes Boudier. *Icon. Myc.*, 1905, *1*, t. X.
Lepiota rhacodes Lange. *Fl. Ag. Dan.*, 1935, t. IX c.

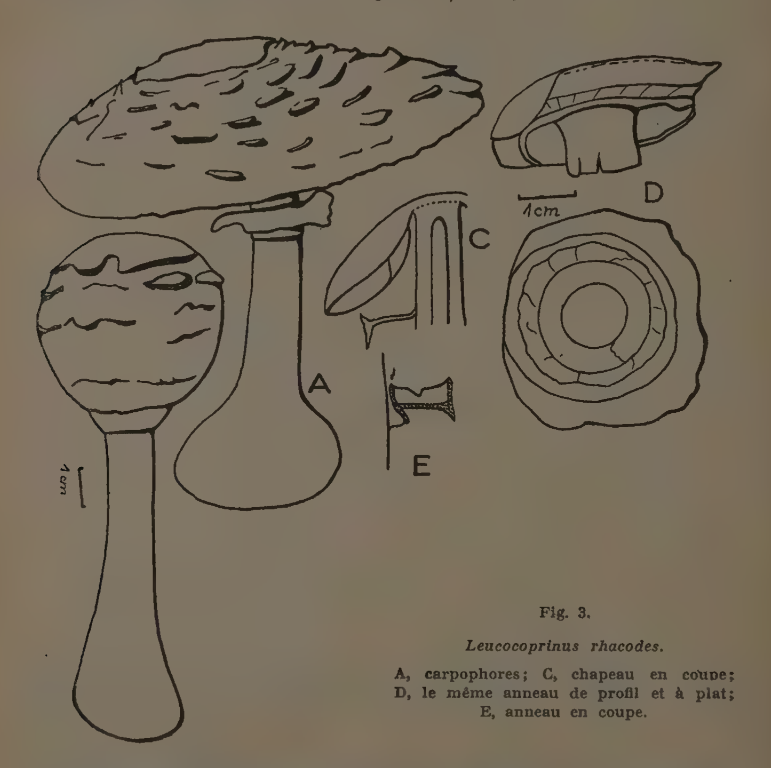


Fig. 3.

Leucocoprinus rhacodes.

A, carpophores; C, chapeau en coupe; D, le même anneau de profil et à plat; E, anneau en coupe.

Nombreuses récoltes dans les régions Lyonnaise et Parisienne, le plus souvent sous conifères. Août-novembre. Comestible excellent.

CHAPEAU : (D = 100-200) discontinu, facilement séparable, globuleux puis hémisphérique-étalé puis largement convexe, jamais plan; *marge* arrondie, légèrement débordante, densément laciniée-pelucheuse, blanche puis gris-bistré; *revêtement* séparable, d'abord entier chez le très jeune puis vite rompu d'abord en larges plaques excoriées sauf au disque qui reste entier, parfois un peu gercé craquelé, ces plaques se rompent à leur tour en écailles retroussées, voire enroulées, devenant fortement pelucheuses par l'âge, se résolvant souvent à la marge en un tapis pelucheux continu; brun foncé ou ocre-brunâtre au disque, s'éclaircissant vers la marge sur le fond café au lait puis gris brunâtre de la chair pelucheuse; *chair :* sèche, assez ferme, épaisse, à *odeur* un peu nauséeuse-alliacée, blanche puis se teintant d'orangé-feu à la coupe, tournant au vineux-carminé puis au brun madère sale; *saveur* forte de Lépiote mais à peine désagréable et avec une pointe de poivre.

PIED : (H = 100-250; d = 6-15) cylindracé, plus ou moins légèrement conique renflé brusquement en un gros bulbe presque marginé, fibrocharnu, ferme, presque dur, peu enfoncé dans l'humus; *revêtement* blanc soyeux au-dessus de l'anneau, souvent un peu pelucheux ou pruineux au-dessous, blanc se maculant au contact d'orangé-feu tournant au brunâtre; *collier* libre, mobile, complexe à bord double frangé pelucheux blanc en dessous, bistre vers la frange, orné sur le dessus de plusieurs zones concentriques.

LAMELLES : séparables, molles, distantes, adnées à un collarium, assez serrées (1-3 l; $\lambda\infty$), non fourchues, crème pâle, rosissant parfois au toucher, arête crénelée, brunissante, extrémités à peine atténuées.

SPORÉE blanc-(brunâtre).

PROPRIÉTÉS CHIMIQUES :

Tomentum du bulbe devenant orangé-feu au froissement chez le jeune.

Aniline : orangé-(rouge) sur la chair et le pied; rouge sang carminé sur les lames.

Acétone : brun rougeâtre sale sur la chair; arête des lames cernée de jaune vif.

Alcool : tardivement brun rougeâtre dans le pied; brunâtre liseré de jaune sur les lames.

Phénol : lames et chair faiblement rosé brunâtre.

Paraphenylène diamine : violacé sur la chair, rien ailleurs.

Métol : très tardivement violacé sur la chair.

Acide azotique : jaune d'œuf vif partout.

Acide sulfurique: légèrement noisette sur la chair et les lames.

Gaïac : rien.

Gaïac + eau oxygénée : rien ou très faible à la base du pied.
Formol : faiblement jaunâtre-brunâtre sur les lames.
Soude : tardivement légèrement jaunâtre sur la chair.
Ammoniaque, acide phosphorique, ferrocyanure, chlorure de zinc, acide chlorhydrique : rien partout.

Revêtement piléique : typiquement palissadique et très cohérent, à hyphes plus ou moins septées à pigment de membrane.
Trame emmêlée; hyphes oléifères assez nombreuses.
Basides : tétrasporiques, 40-55 × 10-13 µ claviformes.
Arête des lames stérile à cellules piriformes, parfois cloisonnées, 30-50 × 12-30 µ.
Spores : fortement colorées en brun (épispore) par le Melzer, ovoïdes-elliptiques à elliptiques à pore bien visible $\frac{10}{6}$ - $\frac{12}{6,5}$ - $\frac{13}{6,5}$ µ.
Fig. : 3.

Observations : Cette belle espèce a été décrite et figurée de nombreuses fois. Presque aussi commune que *L. procerus* elle partage avec elle la qualité d'une bonne comestibilité.

Leucocoprinus Badhamii (B. et Br.) Locq.

L. Badhamii, Locquin. *Bull. Soc. Linn. Lyon,* 1943, *11*, 46.
L. Americana, Peck?, espèce très voisine mais probablement non identique.
L. haematosperma, Quélet. *Fl. Myc.,* 1888, p. 300.
Hiatula Badhami (?), R. Heim. *Path. exot.,* 1936, p. 24.

Plusieurs récoltes, une seule station; sur terreau d'une couche.
Août-septembre, région Lyonnaise.
Chapeau : (D = 100-200) globoïde puis rapidement en dé à coudre, s'épanouissant en gardant au centre un mamelon très largement tronqué; assez irrégulier, charnu, non hygrophane, d'abord blanc, prenant au moindre contact la teinte safran, virant vite au rose brunâtre, non rompu au disque, rompu vers la marge en petites écailles bien individualiséés ou en fines mèches apprimées plus au centre, blanches, virant au rose vineux puis au brun madère et au brun rougeâtre chocolat; marge assez mince, entière puis vite fendue çà et là, subsillonnée au dos des lames, excédente.
Pied : (H = 100-150) séparable, ferme, creux au sommet, spongieux dans le bulbe, à moelle soyeuse, atténué au sommet puis brusquement rétréci avant l'insertion du collarium, muni d'un

bulbe ovoïde radicant; blanc puis passant par les mêmes teintes que le chapeau, glabre et soyeux au-dessous de l'anneau, finement pelucheux au-dessus, exsudant parfois des guttules brunâtres. Chapeau et pied prennent en se desséchant naturellement une jolie teinte rose purpurin. *Anneau* ascendant, apprimé sur le pied et les lames chez le jeune, puis formant une tunique terminée par un bourrelet plus ou moins floconneux, se détachant du pied chez l'adulte et paraissant libre, concolore.

CHAIR : épaisse, ferme, compacte, blanche, devenant à l'air jaune safran, puis rouge carminé vif enfin brun rougeâtre lie-de-vin plus rapidement dans le pied que dans le chapeau; *odeur* forte, variable soit voisine de celle de *Melanopus squamosus,* soit acide subvireuse, désagréable; *saveur* forte de Lépiote.

LAMELLES : assez serrées, blanches puis légèrement jaunâtres-sales, se tachant vite de brun rosé puis madère sale, arête crénelée ou finement poudrée, vite bordée de brun noisette; lamellules nombreuses, parfois fourchues et s'anastomosant en un fin réseau sur la partie externe du collarium qui peut atteindre plus de 5 mm. de large; plages nuageuses visibles après coloration aux vapeurs d'ammoniaque.

SPORÉE : crème sale pâle.

SPORES : à épispore brun acajou dans le Melzer, plus réfringente autour du pore distal; très variables, 9-10-(12) µ, elliptiques, amygdaliformes, parfois subglobuleuses, à sporopore petit, très net, endospore et pore métachromatiques.

BASIDES : tétrasporiques, claviformes, séparées par des pseudo-paraphyses plus ou moins étranglées au milieu; trame franchement et lâchement emmêlée, constituée par des hyphes de 6-10 µ de diamètre; hyphes oléifères peu nombreuses; *hyménopode* dense, bien différencié; *sous-hyménium* celluleux.

ARÊTE entièrement stérile, à grandes cheilocystides fusiformes, 50-100×10-18 µ, portant un appendice très long, étranglé 4-5 fois, entourées de cellules plus courtes, sphéropédonculées.

Pas de PLEUROCYSTIDES.

CAULOCYSTIDES : analogues aux cheilocystides mais à col moins développé.

PILOCYSTIDES : plus ou moins étranglées, portant ou non un col grêle plus ou moins long et cloisonné 70-90 × 6-10 µ avec çà et là de rares poils grêles cloisonnés à cytoplasme dense semblant provenir des hyphes oléifères sous-jacentes.

CHAIR emmêlée, avec des grosses hyphes oléifères.

HYPHES, métachromatiques, non bouclées.

PROPRIÉTÉS CHIMIQUES, par ordre approximatif d'intensité :

L'ammoniaque liquide ou gazeux colore le champignon entier en vert intense, avec un halo lilas pâle, arête des lames lilas sale.

Alcool : sur l'écorce du pied : jaune safran puis brun acajou.

Acétone : jaune dans le pied et la chair, sauf une zone rouge-orangé vif située au-dessus de l'insertion du pied (l'alcool différencie moins bien cette même zone en rose sale).

Paraphénylène-diamine : quelques cristaux sur la chair ou les lames donnent une coloration instantanément bleu-vert jade vif, puis violet-noir.

Aniline : chair et lames vert intense, virant au bleu-noir et violacé en quelques secondes.

Phénol : chair rose; lames orangées puis rose saumon, écorce du pied rosée; chair du pied brun noisette.

Soude : chair brun-noisette cerné de vert; lames vert sale-(noisette) foncé.

Potasse : citrin sur le chapeau.

Méthylparaminophénol : lames brunâtres puis violacé-noirâtre; chair brune; pied tardivement violacé.

Acide sulfurique : brun-noisette à la base du pied.

Eau oxygénée : jaune-safran sur l'écorce du pied.

Gaïac : bleu-vert tardivement à la base du pied.

Gaïac + eau oxygénée : bleu-vert plus rapidement au même endroit.

Pl. IV, fig. 5.

Observations : Les propriétés chimiques remarquables de cette espèce lui assignent une place à part parmi les grandes Lépiotes. En attendant de plus amples informations je ne puis souscrire à la décision de C. Huysman qui la place parmi les *Hiatula*. Du reste, l'espèce qu'il a décrite sous ce nom est peut-être différente de la mienne comme aussi l'espèce décrite de Madagascar par R. Heim sous le nom de *Hiatula* cf. *Badhami*.

Il faut être plus prudent dans l'établissement d'une liste synonymique que ne l'a été Huysman qui cite des références pouvant tout aussi bien s'appliquer à mon espèce ou à *L. biornatus*. Aussi ne donné-je la liste synonymique qu'à titre purement indicatif.

Leucocoprinus biornatus (B. et Br.) Locquin.

Agaricus (*Lepiota*) *biornatus* (B. et Br.), Cooke. *Illustr.*, 1881 (37), 27.

L. Badhamii v. *biornatus*, Locquin. *Bull. Soc. Linn. Lyon*, 1945, *14*, 47.

Une cinquantaine de carpophores en deux récoltes; cespiteux ou connés sur terreau; Lyon, sept. 1944 leg. M. Berthet.

Chapeau : (D = 80-100) en dé à coudre puis campanulé-

conique à campanulé-ouvert, s'étalant irrégulièrement à la fin, gardant au centre un mamelon plus ou moins marqué et très obtus; *revêtement* non rompu au disque où il est finement pelucheux-squamuleux, vite rompu ailleurs en petites écailles méchuleuses, bien délimitées et elles-mêmes souvent craquelées-fissurées, brun clair sur le fond blanc de la chair, brun rosé virant

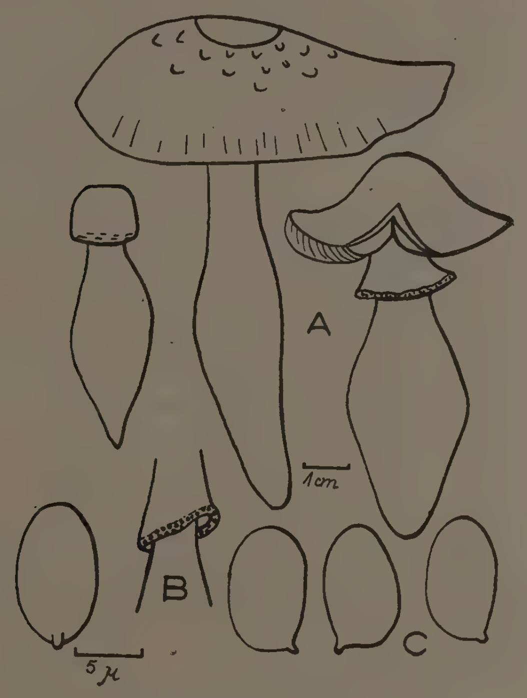


Fig. 4. — *Leucocoprinus biornatus.*
A, carpophores; B, anneau; C, spores (× 2000).

vite au chocolat rosé ou au brun madère sale sur le fond rosissant de la chair, mais restant à fond généralement blanc ou blanchâtre jusque sur l'adulte, beaucoup plus longtemps que *L. Badhamii; marge* droite, laciniée, substriée au dos des lames, blanche puis rosée, se frangeant de brun au contact ou en vieillissant, fibrilleuse; *chair* blanche immuable, assez molle, cassante, ne rosissant qu'à l'extrême surface, sous le revêtement, ne jaunissant presque jamais; *odeur* assez forte, acidulée-nauséeuse, *saveur* désagréable de Lépiote.

Pied : (H = 80-150; d = 20-25) séparable, ventru-fusiforme puis à partie supérieure subcylindrique, fibro-charnu, plein dans le bulbe, tardivement creux au sommet, à moelle soyeuse, blanche; *chair* blanche immuable; *revêtement* fibrilleux au dessous de l'anneau, à fibrilles blanches puis ocre-rosé sur le fond blanc puis blanc rosé, finement tigré-méchuleux en dessous, à chinures apprimées, vite brunâtres sur le fond rosé puis rosé-brunâtre de la chair; ce n'est qu'au bulbe et au froissement que le revêtement jaunit un peu avant de rosir puis de brunir; au séchage, pied et chapeau prennent une jolie teinte rose ou vineuse analogue à celle de *L. Badhamii; collier* ascendant, non libre, conique, membraneux, simple, blanc, bordé par une zone chinée, brun chocolat, d'aspect analogue au revêtement du chapeau.

Lames : libres, sans collarium, non séparables, légèrement rameuses avant leur insertion, assez serrées (l : nombreuses$\lambda\infty$), faces planes, blanchâtres puis jaunâtre-virescentes ou sales, se tachant à la cassure de brun orangé puis de brun vineux; *arête* crénelée, liserée de brun.

Sporée : blanchâtre-(crème).

Propriétés chimiques : *L'ammoniaque* colore le champignon entier en vert intense.

Alcool sur l'écorce du pied : jaune safran puis brun.

Acétone : jaune dans le pied et la chair, sauf une zone rouge orangé vif, située au-dessus de l'insertion du pied.

Paraphénylène-diamine : bleu-vert vif virant au noir.

Aniline : chair et lames vert intense, noircissant.

Phénol : chair rose; lames orangé puis rose saumon.

Soude : chair et lames vert sale.

Revêtement piléique : à cellules longues et cylindracées entremêlées de cystides à corps elliptique ou subfusiforme et à col grêle, cylindracé ou moniliforme.

Chair : emmêlée à éléments de 7-10 µ de diamètre à hyphes oléifères peu nombreuses.

Trame des lames : à peu près régulière; *hyménopode* filamenteux, régulier, assez différencié; *sous-hyménium* celluleux.

Basides tétrasporiques, claviformes.

Arête stérile, formée par de nombreuses cellules stériles, claviformes, banales, mêlées à quelques cellules à col grêle ou moniliforme.

Hyphes de la base du pied non bouclées.

Spores : elliptiques à cylindro-elliptiques $\frac{10}{6}-\frac{11}{6,5}-\frac{12}{6,5}$ µ avec une certaine proportion de spores globuleuses; épispore brun-acajou et exospore grisâtre vineux dans le Melzer.

Fig. : 4.

Observations : Etroitement affine à la précédente, cette Lépiote s'en distingue pourtant d'emblée sur le terrain par sa chair, son absence de collarium et son anneau. De plus nombreuses récoltes seront nécessaires pour en déterminer la valeur spécifique ou subspécifique.

Leucocoprinus gracilentus (Kromb.) Patouillard.

L. gracilenta BARLA. *Ch. Alp.-Mar.*, 1888.
Ag. gracilentus KROMBHOLZ? *Nat.*, 1836, 4, p. 8, t. XXIV, f. 13-14.
L. gracilentus PATOUILLARD. *Essai Taxon.*, 1900.

Deux récoltes; carpophores isolés sous pré-bois, région Lyonnaise, octobre.

CHAPEAU : (D = 100-150) globuleux puis étalé, avec un mamelon très prononcé au disque (aspect et port de *L. mastoideus*), *revêtement* finement méchuleux au disque, où il est entier et brunâtre et excorié à la marge en petites écailles brun ocré clair sur le fond brunâtre pâle de la chair; *marge* pelucheuse, assez débordante, brunâtre pâle; *chair* épaisse, assez molle, blanche, inodore sans saveur, immuable.

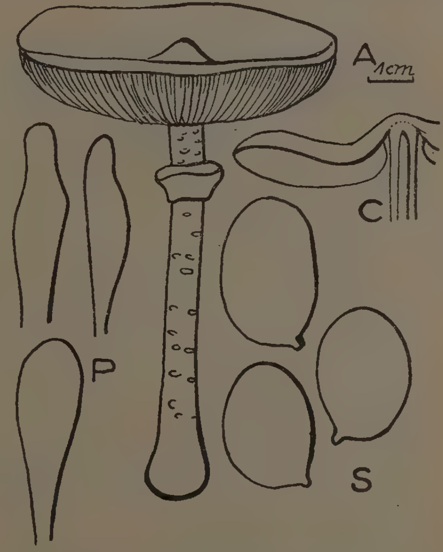


Fig. 5. — *Leucocoprinus gracilentus*.
A, carpophores; C, coupe; P, poils d'arête; S, spores. (× 2000).

PIED : (H = 100-300; d = 410) séparable, creux, bulbeux à la base, cylindracé ou légèrement atténué; *chair* blanche, puis brun-rouge foncé, *revêtement* grisâtre pâle, entièrement revêtu de mèches subconcolores maculiformes, apprimés même au-dessus de l'anneau mais assez éparses et ne donnant pas un aspect « chiné »; *collier* membraneux, libre, en entonnoir, ocré.

Lamelles : assez larges, libres, adnées à un collarium peu développé, gris brunâtre très pâle, très serrées (1-7 l; $\lambda\infty$) souvent fourchues, arête finement crénelée, concolore.

Sporée blanchâtre.

Revêtement piléique palissadique mais à hyphes peu régulièrement ordonnées et plus ou moins inclinées voire couchées et abondamment septées.

Chair emmêlée, hyphes bouclées.

Arête entièrement stérile à poils banaux subfusiformes ou claviforme avec parfois l'ébauche d'un col ou d'une tête sphérique.

Basides : tétrasporiques claviformes.

Spores : elliptiques à épispore acajou dans le Melzer et exospore nettement grisâtre $\frac{10 - 12}{7 \quad 7{,}5}$ µ.

Fig. : 5.

Observations : J'adopte le nom de *L. gracilentus* pour cette espèce assez bien caractérisée par l'aspect de son revêtement pédiculaire afin d'éviter la création d'un nom nouveau. En effet le nom de *L. gracilenta* a été tellement utilisé dans des sens différents par les auteurs que je renonce à dresser une liste synonymique qui serait à chaque ligne ponctuée de points de doute.

Leucocoprinus mastoideus (Fr.) Pat.

Leucocoprinus mastoideus Locquin. *Bull. Soc. Linn. Lyon*, 1945, *14*, 45.

Agaricus mastoideus Fries. *Syst. Myc.*, 1821, I, 2, p. 20.

Agaricus mastoideus Krombholz. *Nat.*, 1836, 4, p. 8, t. XXIV, f. 17-18.

Lepiota mastoidea Quélet, 1872. *Ch. Jura, 1*, p. 71.

Lepiota umbonata Lange. *Fl. Ag. Dan.*, 1935, t. VIII, *c*.

Espèce assez commune, au moins dans la région Lyonnaise; comestible excellent.

Chapeau : (D = 80-120) séparable du pied, conico-globuleux, puis étalé-conique, gardant au centre un mamelon bien indiqué; *revêtement* entier au disque, rompu ailleurs en fines écailles plus ou moins larges, de taille variable (0.5 à 5 mm.), de contour irrégulier, apprimées sur le fond plus ou moins soyeux de la chair; brun ou ocre-café au lait plus ou moins foncé se détachant peu sur la chair presque concolore; *marge :* infléchie puis droite égale, entière, un peu cotonneuse, concolore; *chair :* sèche, assez

flasque, peu dense, épaisse, blanche, immuable; *odeur* faible agréable; *saveur* de noisette peu accentuée.

PIED : (H = 120-150; d = 8-10) séparable, fibrocharnu, cylindrique à peine atténué au sommet, renflé en bulbe à la base, creux, farci d'une moelle soyeuse évanescente; *chair* blanche immuable; *revêtement* entièrement rompu en petites chinures peu visibles parce qu'à peu près concolores, ocre clair, même au-dessus de l'anneau; *collier :* simple, à bord unique, entier, en

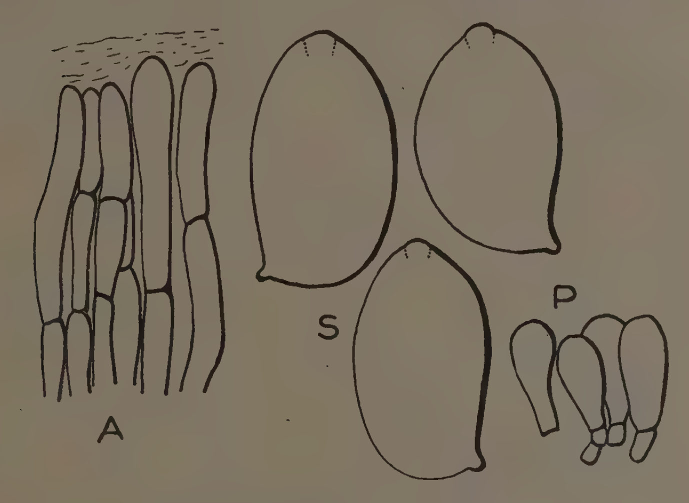


Fig. 6. — *Leucocoprinus mastoideus.*
A, revêtement; S, spores (× 2500); P, poils d'arête.

entonnoir ou étalé, libre, ocre brunâtre clair en dessous, blanc en dessus.

LAMELLES : écartées du pied par un collarium, assez serrées, assez molles, inégales (1-4 l; λ∞), simples, à faces planes, crème pâle, fonçant à peine avec l'âge; *arête* entière, concolore, extrémité externe arrondie, interne atténuée.

SPORÉE : blanchâtre.

REVÊTEMENT PILÉIQUE : palissadique étroitement cohérent, à pigment de membrane : quelques hyphes ont leur membrane épaissie; l'ensemble est parfois recouvert d'une substance un peu granuleuse-mucilagineuse.

CHAIR : emmêlée; *hyphes* bouclées.

TRAME des lames un peu onduleuse, *sous-hyménium* celluleux.

ARÊTE à cellules stériles, banales, claviformes.

BASIDES claviformes, tétrasporiques.

HYPHES du stipe bouclées.

SPORES : binucléées, elliptiques, à sommet un peu étiré et dépression supra hilaire souvent marqué $\frac{13\text{-}14}{7{,}5 \text{—} 8}$ μ.

Fig. : 6.

Observations : Cette belle espèce est presque aussi commune — dans la limite de mon expérience — que *L. excoriatus*. On ne peut guère la confondre sur le terrain qu'avec *L. affinis*. Elle a été successivement affectée de noms les plus divers : *L. excoriatus, gracilentus, umbonatus*, etc.; on doit à Kühner (1936) d'avoir précisé le nom légitime de cette espèce qui a été assez bien figurée par Lange.

Leucocoprinus coccineobasalis (Locquin).

L. mastoideus coccineobasalis LOCQUIN. *Bull. Soc. Linn. Lyon*, 1945, *14*, 45.

Six récoltes de 1942 à 1946; carpophores isolés ou peu nom-

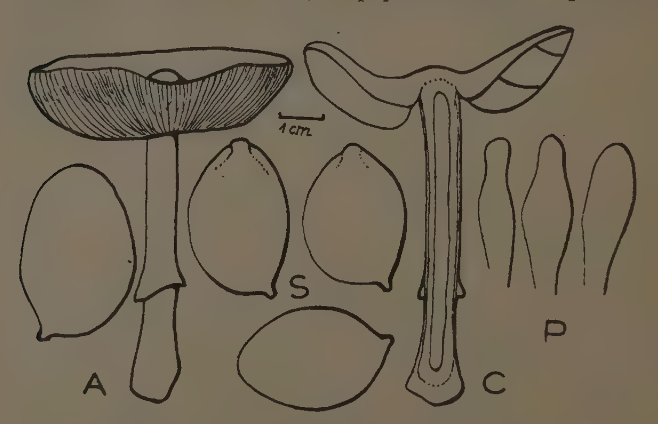


Fig. 7. — *Leucocoprinus coccineobasalis*.
A, carpophore; C, coupe; S, spores (× 2000); P, poils marginaux.

breux chaque fois; région Lyonnaise, septembre à novembre Comestible.

CHAPEAU : (D = 50-90) discontinu, séparable du pied, globu-

leux, puis conico-convexe, enfin plan puis déprimé, presque cyathiforme, gardant au centre un mamelon obtus bien accusé; *revêtement* entier au disque, parfois granuleux ou craquelé fissuré, se rompant ailleurs en petites écailles rectangulaires-maculiformes sur le fond soyeux et concolore de la chair; ocre crème pâle, café au lait ailleurs; *marge :* pelucheuse squamuleuse, parfois un peu excoriée, fimbriée, régulière, égale, non hygrophane, concolore; *chair :* ferme, sèche, dense, épaisse, blanche, immuable; *odeur* et *saveur* faibles, agréables.

PIED : (H = 80-100; d = 6-8) cylindrique, légèrement bulbeux à la base, séparable, annulé-fibrocharnu, ferme, fissile, présentant en coupe un double cortex bien visible, le cortex extérieur hygrophane est coloré en rouge brunâtre obscur, l'intérieur étant blanchâtre paille; moelle soyeuse, évanescente; *revêtement* uni, soyeux au-dessus de l'anneau, poudré en dessous, blanc sur le fond blanchâtre, puis carmin vineux à la base, rougeâtre vineux plus haut, de la chair; à la base la coloration apparaît spontanément, plus haut à l'attouchement seulement; *anneau* fixe blanc en dessous, ascendant simple membraneux, apprimés à son bord supérieur; *bulbe* presque marginé, ferme, rougissant comme indiqué plus haut.

LAMELLES : presque séparables, écartées du pied par un collarium, molles, assez serrées (1-2 l; λ∞); faces blanc (crème) se maculant de brun rougeâtre par places, surtout à l'endroit des piqûres d'insectes.

SPORÉE blanc crème.

REVÊTEMENT PILÉIQUE typiquement palissadique et cohérent, à hyphes obtuses de 6-9 µ de diamètre.

CHAIR : emmêlée, presque sans hyphes oléifère.

TRAME des lames à peu près régulière; *sous-hyménium* celluleux.

ARÊTE entièrement stérile, formée de cellules plus ou moins différenciées : soit grossièrement claviformes, soit lagéniformes, avec au sommet un mamelon obtus ou un prolongement cylindracé ou capité rarement moniliforme.

BASIDES tétrasporiques, claviformes.

HYPHES de la base du pied bouclées.

SPORES assez régulièrement elliptiques $\frac{12,5}{8}\frac{14}{9}$ µ à épispore acajou dans le Melzer, exospore subincolore, périspore qui lorsque sa déhiscence granuleuse est tardive est colorée en brun-rouge dans ce réactif.

Fig. : 7.

Observations : Cette belle Lépiote, peu répandue, a l'habitus de la précédente. Néanmoins on la reconnaît sur le terrain à son pied

coloré à la base et son cortex pédiculaire hygrophane. A l'exception des spores de galbe un peu différent, les caractères microscopiques sont assez comparables à ceux de *L. mastoideus*.

(*A suivre*).

Légende de la Planche IV

1, 2, *Leucocoprinus subsquarrosus,* 1/2 grand. nat.

3, 4, *Leucocoprinus affinis,* 1/2 grand. nat.

5, *Leucocoprinus Badhamii,* 1/4 grand. nat.

LISTE BIBLIOGRAPHIQUE

■

P. W. **Brian.** — Antibiotics produced by fungi. I. *Bot. Review,* Vol. XVII, n° 6, pp. 357-430, 1951.

G. B. **Cummins.** — Uredinales of continental China collected by S. Y. Cheo. *Mycologia,* Vol. XLII, n° 6, pp. 779-802, fig., 1950.

W. W. **Diehl.** — *Balansia* and the *Balansiae* in America. I. *U. S. Departm. of Agric.,* Washington, n° 4, pp. 1-82, 11 fig., 1950.

K. W. **Kuchar.** — Die Wuchstoffe bei *Oospora lactis* (Fres.) Sacc. I. *Sydowia,* IV, n° 1-6, pp. 409-449, 1950.

L. **Lansade.** — Recherche sur le flétrissement bactérien de la pomme de terre en France, *Corynebacterium Sepedonicum* (S. et K.) Skapt et Burkh. I. *Ann. Epiphyties,* n° 2, 88 pp., fig., 1950.

A. A. **Pearson.** — Cape agarics and boleti. I. *Trans. Brit. Mycol.,* Vol. XXXIII, 3-4, pp. 276-318, 7 pl., 1950.

J. A. **Sarejanni.** — Catalogue commenté des champignons rencontrés sur les plantes cultivées en Grèce. I. *Ann. Inst. Phytopath. Benaki,* Vol. III, fasc. 2, pp. 41-66, 1950.

Chronique de l'amateur

PALINODIE

Le repentir est un exercice salutaire, et il faut regretter que notre orgueil s'y plie si peu. Et par les temps qui courent où tout le monde prétend toujours avoir raison (ce qui est pourtant bien impossible) le repentir est sorti de nos mœurs. Avez-vous jamais entendu un homme politique s'excuser de ses erreurs? ou seulement reconnaître ses fautes? Nous mourrons sans doute sans avoir contemplé ce spectacle réconfortant. C'est pourtant ce qui me décide à vous l'offrir.

Il m'est arrivé naguère de me moquer un peu vertement des Cortinaires de M. Henry; je me suis même laissé aller, si mes souvenirs sont bons, au plaisir de la parodie. Hé bien, j'ai été coupable, et je vous prie d'en prendre note. Et ma faute est plus grave qu'il ne paraît d'abord, car ce fut une faute de raisonnement. Voici ce qui s'était passé. Je me rappelle qu'étant rentré de la forêt avec quelques Cortinaires d'aspect hérétique, j'avais voulu les déterminer. J'avais passé des heures sur Quélet, sur Bataille et quelques autres sans autre résultat qu'une incertitude complète, une bonne colère et une lourde migraine. Par acquit de conscience, je m'étaits plongé ensuite dans la lecture de quelques bulletins de notre Société et m'étais empêtré dans de longues descriptions et d'horribles discussions bibliographiques sans pouvoir davantage nommer mes trouvailles.

J'en avais conclu avec précipitation que les Cortinaires étaient inconnaissables et qu'on ne pourrait jamais vérifier si leurs spécialistes se moquaient ou non du pauvre monde. Mais un fait nouveau est intervenu dans notre politique, comme disent les ministres quand ils changent de voie et renient leurs principes. Je

veux dire que pour la première fois, M. Henry a publié un travail d'ensemble sur les terribles Scauri. Voici donc décantés et humanisés les résultats d'infinies recherches. Et si au premier abord j'ai lu cet ouvrage avec un peu de scepticisme, mon outrecuidance m'est retombée sur la tête, car chemin faisant, j'ai reconnu avec certitude deux champignons que je n'avais jamais pu déterminer.

Cette découverte m'a rempli d'un mélange de sentiments bien curieux. De la joie d'abord, car on est toujours content d'avoir reconnu quelque chose. On avait dans la tête une silhouette de Cortinaire, son port, ses couleurs, vague espèce en quête de créateur et qu'on n'osait nommer. Et tout à coup, grâce à une bonne description, le nom s'impose. Je pense que tous les mycologues ont connu cet instant majeur où dans l'esprit se rencontrent une forme et son nom. Il y a là un plaisir terriblement fugitif qui se marque d'un sourire intérieur et d'un peu de sang aux joues.

Et en même temps j'étais vexé. « Pauvre imprudent ! me disais-je. Amateur léger qui dédaignes avant de savoir et renonces avant de comprendre ! Débrouille-toi maintenant avec toi-même si tu peux et ne fais plus comme le rat de la Fontaine, qui se moquait des éléphants ! » C'est un malheur pour ma tranquillité d'esprit que j'aie reconnu ces deux espèces. Car j'ai dû extrapoler ce résultat et me dire que les descriptions où je n'avais rien reconnu devaient être aussi sérieuses que les deux autres. Et je me suis incliné.

C'était déjà un pas de fait et une belle réussite contre moi-même, puisque mon Panthéon abritait un mycologue de plus. Trop heureux si j'avais pu m'arrêter à ce point. Mais l'esprit ne s'arrête jamais et j'admire infiniment ceux qui peuvent brider le leur et le maintenir obstinément sur le chemin des idées reçues. Le mien rue sans cesse, s'emballe, ou se précipite sur les chardons du talus sans que je puisse le retenir. Aussi, après avoir fait mon examen de conscience, j'ai bien dû reconnaître que les Cortinaires m'étaient complètement étrangers. Les Scauri que je croyais posséder ne collent plus avec les descriptions définitives, et c'est à peine si de loin en loin je peux poser un maigre point de repère dans les ténèbres de leur foisonnement.

Bien plus, à considérer le monde que forme cette simple section d'un genre qui menace d'être illimité, je suis pris du même vertige que devant les Inocybes et envahi par l'impression qu'on peut cataloguer les Cortinaires, les classer et les décrire, les reconnaître au besoin techniquement dans son laboratoire et discerner entre eux des différences positives certes mais si subtiles qu'elles échappent au regard immédiat, et qu'un mycologue ordinaire ne pourra plus désormais, au hasard de ses rencontres, que situer à peu près son espèce et ne lui donner un nom certain qu'après beaucoup de bureaucratie et de petite cuisine.

Même à supposer qu'un mycologue les connaisse et puisse les reconnaître tous — ce qui serait presque un prodige — il faudrait sans doute qu'il y consacrât toute son existence à l'exclusion de tout le reste, comme d'autres l'ont fait pour les Russules par exemple qui ne sont pourtant qu'une centaine. Je pense du même coup à ces laboratoires américains qui sont en train maintenant de recenser les bactéries du sol, et qui en deux ans en ont dénombré, dit-on, plus de cent mille. Je crains que les barrières de l'esprit ne cèdent devant cette invasion imprévue. Si comme il apparaît nous avons bientôt cinq cents Cortinaires, il est évident que la Science y gagnera. Mais nous, nous n'y aurons gagné que la certitude — une fois de plus — de notre incurable ignorance.

L'anglais du moyen âge était une langue si compliquée qu'elle s'est corrompue à grande vitesse et a abouti à l'idiome que nous connaissons aujourd'hui, réduit à l'essentiel et même un peu moins. On peut se demander si nous ne serons pas contraints de faire de même avec l'accumulation de notre savoir. J'avoue être tenté quelquefois d'en jeter une bonne part par dessus bord. Car l'érudition, quand elle dépasse le point raisonnable, risque de n'être plus qu'un encombrement ridicule et une somme incalculable de temps perdu. Il faudrait seulement savoir où est ce point raisonnable, et sans doute chacun doit-il mesurer où il se trouve selon sa force et ses capacités! Tel portera dans son cerveau sans aucun mal trois ou quatre mille espèces dont un autre deviendra fou.

Après tout, pourquoi se faire de la Mycologie, qui est une science si purement gratuite et presque une des Beaux-Arts, un

supplice chinois? Si les Cortinaires sont trop et si on veut y voir un peu clair quand même, pourquoi, au lieu de tout vouloir connaître — parbleu, je vous en défie bien! — pourquoi ne pas se contenter d'un « digest » du genre et le réduire à ses têtes de chapitre, quitte à profiter le cas échéant des derniers raffinements de la technique et pénétrer jusqu'au fond tel groupe? C'est alors que le travail de M. Henry apparaîtra dans tout son mérite. On peut assez vite se pénétrer de ses subdivisions, ce qui est déjà bien, et à l'occasion descendre jusqu'à ses espèces, sans compter celles que sa méthode fera découvrir après lui. Mais la vie est courte!

Pourquoi conclure? Simple amateur que je suis, j'en arrive à cet obstacle que je ne peux surmonter qui consiste à prendre conscience de ce qu'on ne sait pas et de ce qu'on ne saura jamais. Durant des années, j'ai étudié avec plus de passion que de méthode ces absurdes végétaux qui me sont devenus nécessaires. C'est à peine si peu à peu j'ai frayé mon sentier dans ce chaos, et chaque fois que j'ai cru toucher le but, une autre montagne plus haute que la première se découvrait à ma vue.

Cet exercice a cependant une vertu rajeunissante. Tous ces changements de classification ou de conception des espèces commencent toujours par m'irriter et j'y résiste de tout mon cœur. Puis vient l'heure où je m'aperçois que je les ai adoptés sans le savoir. Alors je m'en réjouis, et je me dis que puisque j'ai été capable de cet effort, c'est que ma cervelle n'est encore ni ramollie ni encroûtée. Et je reconnais que pour me décaper de mes vieilles habitudes, M. Henry a fait plus que beaucoup d'autres. Je lui en rends grâce et lui tire mon chapeau, même si je ne dois pas toujours être assez fort pour le suivre.

G. Becker.

A propos des Champignons consommés par les animaux

(Suite)

Mycophagie méconnue de certains Mammifères

L'éthologie de nos Mammifères indigènes reste singulièrement imprécise, faute de scrutateurs zélés de leur comportement, dans leurs milieux naturels.

Voici faits ayant trait aux rapports, assez inattendus, entre Mammalogie et Mycologie relevés, par constatations répétées, au cours d'une décade, surtout dans la région de nos investigations journalières : Station biologique de Buré d'Orval (M. et Mos.), biotopes forestiers et agrestes.

MYCOPHAGIE DU CHEVREUIL (*Capreolus capreolus* L.). — L'autopsie méthodique des Chevreuils, par nous tirés en forêt de feuillus, nous a révélé leur mycophagie constante. Leur appétence se révèle, particulièrement, pour les champignons poussant par touffes — en quelques coups de langue, la touffe se trouve entièrement rasée — c'est le cas de plusieurs Agaricacées :

Armillariella mellea. Une allée de Sapins, offrant sur souches d'arbres abattus par la guerre, émission régulière de touffes, se voyait visitée régulièrement par chevreuils, sortant de la forêt.

Collybia fusipes, réputé de digestion pénible pour l'homme; formant touffes, longuement persistantes sur tranches de Hêtres.

Pholiota squarrosa, en touffes volumineuses, sur troncs morts, réputé plutôt indigeste pour l'homme.

Nematoloma fasciculare, en touffes, souvent volumineuses, sur vieilles souches, à chair amère, regardé comme suspect.

Il est à remarquer que l'exploitation forestière, en offrant souches sectionnées à l'invasion par Champignons de blessures, procure ainsi, indirectement, au Chevreuil un aliment recherché.

Au premier printemps, nous avions souvent été frappés de la fréquence, au pied des Hêtres, de véritables égratignures du sol, que l'on reconnaissait parfois sur sol argileux, après pluie, comme causées par le sabot des Chevreuils. Nous ne pouvions nous expliquer ce comportement, jusqu'au jour où nous avons, simultanément, découvert mises à nu, les petites « Truffes jaunes » d'*Elaphomyces granulatus* et retrouvé, dans la panse des Chevreuils, les mêmes Hypogés. Leur odeur forte décèle aux Chevreuils leur présence, à peu de profondeur dans le sol, comme l'odeur des vraies Truffes attire porcs et chiens. Le Chevreuil déterre les *Elophomyces* à coup de sabot, en fin d'hiver, alors qu'il ne rencontre pas d'Hyménomycètes.

Le cas le plus inattendu de Mycophagie des Chevreuils est relatif à la consommation d'un champignon entomophyte, peu répandu : *Cordyceps militaris.*

Dans une tranchée forestière, nous recueillons, régulièrement, les fructifications de cette Hypocréale, lesquelles émergent des chrysalides, faiblement enterrées, du Lépidoptère : *Dasychira pudibunda.* Dans cette tranchée, nous capturons par centaines, au cours des chasses nocturnes, à la lanterne, le Papillon, espèce des plus communes.

Les chenilles, infestées par le champignon entomophyte, s'enfouissent pour se puper; leurs chrysalides sont transformées en véritables sclérotes; la fructification a lieu à la saison suivante.

Nous fûmes frappés du grand nombre de *Cordyceps*, sectionnés au niveau du pédoncule, portant l'appareil ascospore.

En retrouvant les massues, de vive coloration orange, dans la panse des Chevreuils, nous avons eu l'explication des sections, à la base, des champignons.

En Extrême-Orient, certains *Cordyceps* sont consommés par l'homme, dans un but plus thérapeutique qu'alimentaire. Mais, on ne pouvait s'attendre à voir un entomophyte se caractériser comme élément préférentiel de la ration alimentaire du Chevreuil.

MYCOPHAGIE DES CAMPAGNOLS : *Campagnol roussâtre* (*Clethrionomys glareolus* Schreber).

En forêts de Chênes et de Châtaigniers de la région parisienne, on peut fréquemment rencontrer, à la base des vieux troncs, de volumineuses Fistulines : *Fistulina hepatica*, à face supérieure rongée, comme rabotée. Ces lésions sont l'œuvre du Campagnol roussâtre, lequel n'attaque pas le Champignon à la face inférieure et n'ingère que de faibles lambeaux de la couche hyméniale.

Le pigment rouge de la Fistuline colore les crottes du Campagnol, qu'on trouve, en paquets, sur la face supérieure rongée. Ces crottes se révèlent, à l'examen microscopique, chargées de spores, dont on obtient facilement la germination, sur décoction de crottes.

Le Campagnol roussâtre, dont on peut vérifier l'appétence, assez inattendue, pour écorces tannifères, semble bien, en attaquant souches de Chênes et Châtaigniers, créer des lésions, immédiatement contaminées par les crottes sporifères.

La Fistuline ne paraît pas un parasite bien dangereux pour les arbres, néanmoins, le Campagnol apparaît comme un propagateur actif du champignon parasite.

Le Campagnol roussâtre se montre friand d'un Bolet : *Boletus scaber*. C'est le pied, de consistance ferme, qui est attaqué, le chapeau à chair molle, humide, est dédaigné, sauf au moment de la sortie de terre alors que sa consistance est encore ferme. Les gros Bolets : *B. edulis*, les bleuissants : *B. satanas, luridus*, restent dédaignés, sans doute du fait que dans nos forêts humides lorraines, la chair des gros Bolets est d'emblée molle et tourne vite au déliquium, notamment par l'attaque des gros Coléoptères : Bousiers.

Un autre Campagnol : C. des champs (*Microtus arvalis* Pallas) marque une préférence bromatologique pour une Pezize.

A Buré d'Orval, nous constatons, chaque année, le développement d'une Pezize noire (dont nous ne nous hasardons pas à donner l'identification spécifique) sur souche pourrissante de tiges de Topinambour.

Cette Pezize est recherchée par le Campagnol.

Une biocénose inattendue, tripartite, se réalise entre Phanérogame exotique, Pezize et Campagnols indigènes — curieuse biocénose en train de s'établir, centrée sur le Topinambour.

Le même Campagnol des champs se montre fréquent consommateur des champignons de couche, croissant à l'état sauvage dans les clos de pâtures (*Agaricus campester*), dévorant pieds et chapeaux.

Ces constatations multiples de Mycophagie par Mammifères posent une question générale. Les spores, à l'examen microcoprologique, semblent traverser intactes le tube digestif des Mammifères. Elles sont dispersées dans la nature, enrobées d'excréments — enrobage qui rappelle le pralinage des semences de plantes cultivées, pratique favorisant la germination.

La consommation des Champignons par les Mammifères apparaîtrait ainsi comme un cas fréquent de Mammachorie.

Il y a là matière à observations, expériences, non négligeable.

Henri et M. Hélène HEIM DE BALSAC.

INFORMATIONS

■

Congrès International de Botanique de 1954

Le Comité français pour l'organisation du prochain Congrès International de Botanique qui doit se tenir à Paris en 1954 poursuit ses premières consultations en vue de l'organisation des sections. Nous donnerons ici de temps en temps quelques indications sur celles qui peuvent intéresser nos lecteurs : Mycologie, Phytopathologie, Microbiologie des sols et des eaux.

Le Comité de Mycologie a choisi six sujets de colloques qui feraient l'objet de discussions spéciales lors du Congrès, et dont voici la liste :

Les bases de la Systématique chez les Pyrénomycètes.

Classification et phylogénie des Gastéromycètes.

Les pigments des champignons.

Caractères généraux de la macroflore mycologique intertropicale.

Les Hyphomycètes aquatiques.

Les champignons symbiotiques des Invertébrés.

Il est probable que certains de ces sujets seront délimités avec plus de précision dans le but de ne pas trop étendre les discussions qui s'y rapporteront.

M. le Professeur A. Maublanc, Institut National Agronomique, 16, rue Claude-Bernard, Paris (5e), a bien voulu se charger du Secrétariat de cette section, assisté par MM. M. Locquin et Claude Moreau.

Revue de Mycologie

Le prochain tome de notre Revue publiera plusieurs mises au point sur les Champignons supérieurs : la fin de la monographie consacrée par M. M. Locquin aux *Leucocoprinus*, un essai monographique de M. G. Métrod sur les Collybies françaises qui prolonge ses précédentes études consacrées aux Tricholomes et aux Clitocybes.

Ouvrages de vulgarisation

M. J. Loiseau vient de publier une nouvelle édition, refondue et augmentée, de son petit ouvrage, *Chercheurs de Champignons*, publié chez Vigot Frères. Excellent livre, accompagné de nombreux dessins schématiques, au texte précis, il ne peut être que recommandé à l'attention des amateurs.

Par contre il est bien dommage que la nouvelle édition du *Petit Larousse illustré* persiste, dans sa planche en couleurs consacrée aux champignons, à mentionner la Volvaire gluante parmi les espèces mortelles, sans compter les autres inexactitudes.

TABLE DU TOME XVI

Table des travaux et des auteurs

***

Analyses bibliographiques :

TABLE DU SUPPLEMENT

Tome XVI

Le rédacteur en chef et le gérant de la Revue : Roger Heim, Ch. Monnoyer

Le Mans. — Imprimerie Monnoyer. — 1952.



1 à 4 demi-grandeur naturelle
5 quart grandeur naturelle

M. Locquin, phot.

Leucocoprinus subsquarrosus (1, 2), **affinis** (3, 4), **Badhamii** (5)

Renseignements généraux

La *Revue de Mycologie* publie chaque année :

a) 3 fascicules consacrés aux travaux originaux sur les *Champignons* et les *maladies cryptogamiques* des plantes, plus particulièrement de l'Europe;

b) un ou 2 *numéros spéciaux* consacrés à des travaux et des mises au point sur les maladies des plantes *tropicales*, et, d'une façon plus générale, sur les Champignons des *territoires français d'Outre-Mer;*

c) 3 *Suppléments* comportant des révisions monographiques, des clefs dichotomiques, des articles didactiques, des renseignements pratiques sur les Champignons et les empoisonnements, des chroniques, c'est-à-dire toute documentation plus spécialement destinée aux amateurs.

La correspondance concernant la rédaction ainsi que les manuscrits doivent être envoyés à M. Roger Heim, Laboratoire de Cryptogamie du Muséum National d'Histoire Naturelle, 12, rue de Buffon, Paris, 5e.

La correspondance concernant les abonnements ainsi que les versements doivent être adressés à M. Jacques Duché, Laboratoire de Cryptogamie du Muséum, 12, rue de Buffon, Paris, 5e, compte de ch. postaux 1247-65 PARIS.

Les manuscrits doivent être dactylographiés et définitifs; les frais supplémentaires concernant les remaniements ou additions éventuels sont à la charge des auteurs.

En principe, il n'est envoyé aux auteurs qu'une première épreuve qu'ils devront réexpédier, corrigée, au plus vite à la direction.

Les figures et planches seront envoyées en même temps que les manuscrits, les dessins exécutés à l'encre de Chine, les photographies tirées en noir sur papier bromure. Les réductions doivent être calculées par les auteurs en tenant compte de la justification de la revue.

Les tableaux dans le texte doivent être conçus clairement et de manière que leur composition se réalise sans difficultés.

Les manuscrits d'une certaine longueur ou qu'accompagneraient un certain nombre de planches hors texte feront l'objet d'une entente entre l'auteur et la direction de la Revue, dans laquelle il sera naturellement tenu compte de l'intérêt des documents et des disponibilités financières des deux parties.

La teneur scientifique des articles publiés dans la Revue n'engage que la responsabilité de leurs auteurs. Toutefois, la direction se réserve le droit de refuser certains manuscrits ou d'exiger de leurs auteurs des modifications dans la forme.

Les auteurs ont droit gratuitement à 25 tirés à part sans couverture spéciale et sans remaniements.

Tarif des Tirages à part

Nombre de pages intérieures	50	75	100	150	200
2 pages	150	157	165	175	190
4 pages	160	172	185	215	240
8 pages	275	300	325	375	425
12 pages	435	472	510	590	665
16 pages	535	577	620	705	790
Couverture sans impression	30	45	60	90	120
— avec titre passe-partout	50	75	95	145	195
— avec impression	295	312	330	365	400

ABONNEMENTS

Le prix d'abonnement à la *Revue de Mycologie* pour le Tome XVII (1952) a été fixé à :

Frs 1.100 pour la France, les territoires de l'Union française et les pays sous mandat français.

Pour les pays étrangers : Frs 1.500.

Les Suppléments coloniaux sont inclus dans l'abonnement.

PRIX DES TOMES I (1936) à XVI (1951)

CHAQUE TOME :

France et Union Française .... Frs **1.300**

Etranger .... Frs **1.700**

MEMOIRES HORS-SERIE

N° 1 (1938). **Les Truffes**, par G. Malençon. Historique. Morphogénie. Organographie. Classification. Culture. 92 pages, planches et figures. France : 750 fr. Etranger : 1.000 fr.

N° 2 (1942). **Les matières colorantes des champignons**, par I. Pastac. 98 pages. France : 500 fr. Etranger : 800 fr.

N° 3 (1943). **Les constituants de la membrane chez les champignons**, par R. Ulrich. 44 pages. France : 200 fr. Etranger : 300 fr.

N° 4 (1950). **Les Champignons et nous**, par G. Becker, 80 pages (Chroniques). France : 200 fr. Etranger : 300 fr.

N° 5 (1950). **La culture du Champignon de couche**, par L. Loireau. France : 600 fr. Etranger : 800 fr.

FLORE MYCOLOGIQUE DE MADAGASCAR ET DÉPENDANCES, publiée sous la direction de M. Roger HEIM.

Tome I. Les Lactario-Russulés, par Roger Heim (1938). 196 pages, 60 fig., 8 pl. hors texte. France : 1.500 fr. Etranger : 2.000 fr.

Tome II. Les Rhodophylles, par H. Romagnesi (1941). 164 pages, 46 fig. France: 1.200 fr. Etranger: 1.500 fr.

Tome III. Les Mycènes, par Georges Métrod (1949). 144 pages, 88 fig. France : 1.200 fr. Etranger : 1.500 fr.

Tome IV. Les Discomycètes, par Marcelle Le Gal (*paraîtra en 1952*).

Abonnement spécial 1952 aux deux fascicules coloniaux :

France et Union française.	700 fr.
Etranger	1.000 fr.

Prix de ce fascicule :

France	**300 fr.**
Etranger	**400 fr.**